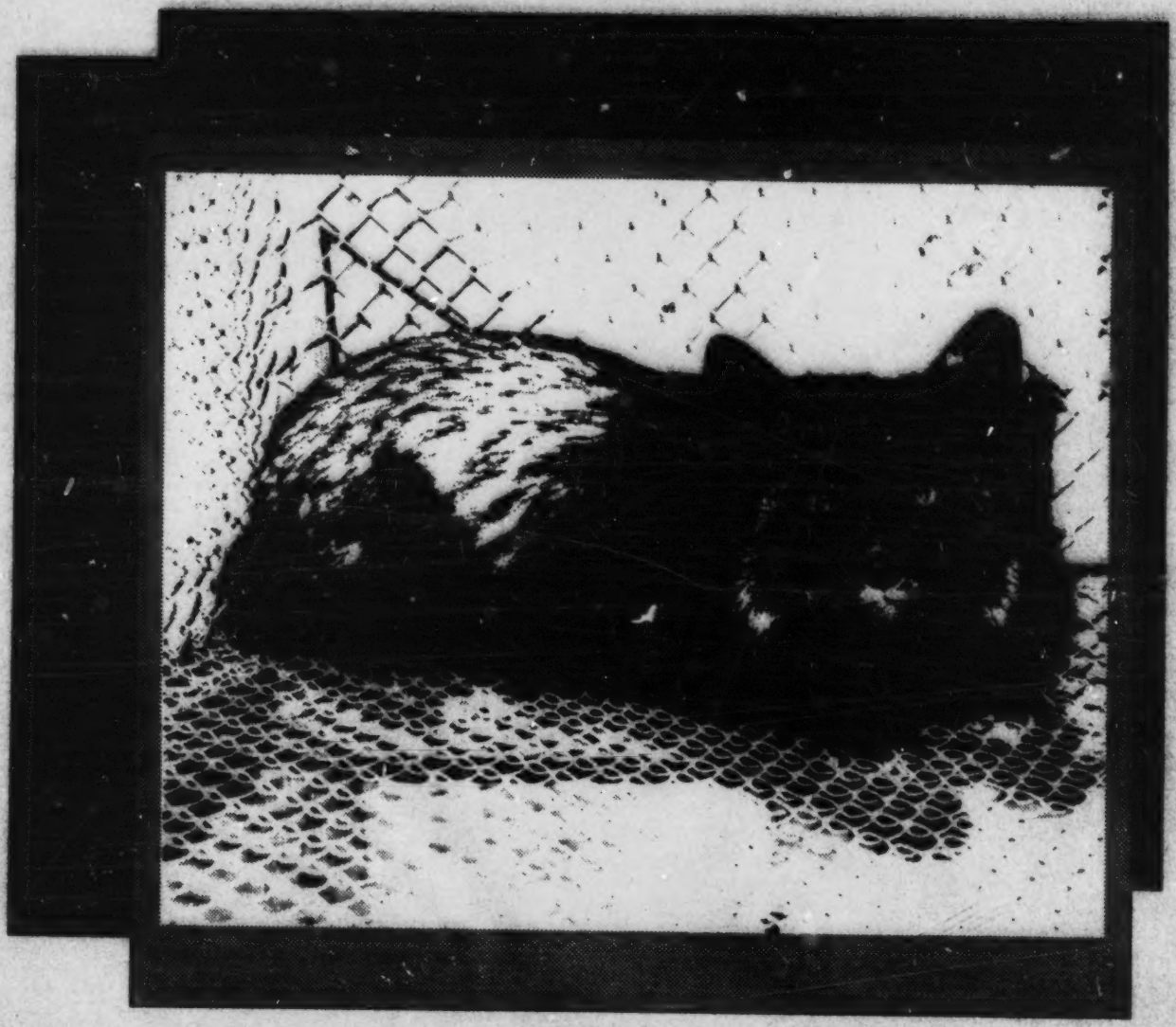
L'insémination chez le renard d'élevage



Québec

91-05088/

L'INSÉMINATION CHEZ LE RENARD D'ÉLEVAGE

P A R

Gaston Léonard, agronome
Direction des productions animales

ISBN 2-551-123351-6
Dépôt légal - 2e trimestre 1990
Bibliothèque nationale du Québec

REMERCIEMENTS

L'auteur tient à exprimer sa reconnaissance aux autorités du ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec pour lui avoir permis d'écrire cette publication.

Ses remerciements s'adressent également au Dr Jan Fougner, de l'Association des producteurs de fourrure de la Norvège, et à madame Liisa Tang, de l'Association des éleveurs d'animaux à fourrure de la Finlande, dont les publications ont permis de réaliser ce travail.

Enfin, il ne saurait passer sous silence le support fourni par le Dr Jean-Paul Lemay, agronome, dans le cadre d'un cours donné à la Faculté des sciences de l'agriculture et de l'alimentation de l'Université Laval.

TABLE DES MATIERES

	Page
1. IMPORTANCE DE L'ÉLEVAGE	1
2. REPRODUCTION	3
2.1 Anatomie et physiologie de la reproduction	3
2.1.1 Femelle	3
2.1.2 Mâle	5
2.2 Régulation de la reproduction	6
2.3 Chaleurs	9
2.4 Accouplement	10
2.5 Fertilisation	11
2.6 Gestation	12
2.7 Mise bas	15
3. INSÉMINATION	16
3.1 Développement de la technique	16
3.2 Technique	17
3.2.1 Collecte de la semence	17
3.2.1.1 Méthode de l'électro-éjaculation	19
3.2.1.2 Manipulation digitale	19
3.2.2 Critères d'évaluation de la semence	22
3.2.2.1 Apparence générale	22
3.2.2.2 État microscopique	22
3.2.3 Dilution de la semence fraîche	24
3.2.4 Congélation de la semence	28
3.2.4.1 Technique	28
3.2.4.2 Effets sur la qualité de la semence	32
3.2.5 Détection des chaleurs	34
3.2.6 Insémination	39
3.2.6.1 Méthode intra-utérine	39
3.2.6.2 Méthode Articop	42
3.3 Résultats de l'insémination	44
3.3.1 Semence fraîche	44
3.3.2 Semence congelée	46
3.4 Avantages de l'insémination	47
3.5 Avenir de l'insémination	49
BIBLIOGRAPHIE	51

LISTE DES TABLEAUX

	Page
TABLEAU 1 - Production mondiale des peaux de renards	2
TABLEAU 2 - Importance de la production de renards au Québec	2
TABLEAU 3 - Évolution de l'insémination des renards en Norvège au cours des dernières années	18
TABLEAU 4 - Renardes inséminées en Finlande au cours des dernières années	18

TABLEAU 5 - Rendement de femelles bleues inséminées avec différentes concentrations de semence provenant de mâles argentés 26

TABLEAU 6 - Guide de dilution de la semence 26

TABLEAU 7 - Comparaison de l'efficacité des diluants IVT et EDTA pour différentes périodes de conservation 29

TABLEAU 8 - Composition du diluant EDTA 29

TABLEAU 9 - Composition du diluant TRIS 30

TABLEAU 10 - Temps de l'insémination en fonction de la concentration de progestérone plasmatique 38

TABLEAU 11 - Résultats de l'insémination en Finlande avec de la semence fraîche (1987) 45

TABLEAU 12 - Résultats de l'insémination en Norvège avec de la semence fraîche 45

TABLEAU 13 - Résultats d'une étude norvégienne où des femelles bleues ont été inséminées avec de la semence congelée ou fraîche 46

LISTE DES FIGURES

Page

FIGURE 1 - Relation entre la photopériode et la reproduction chez l'animal 7

FIGURE 2 - Variations saisonnières du taux de certaines hormones chez le mâle 8

FIGURE 3 - Différentes parties du spermatozoide 13

FIGURE 4 - Dessin schématique de cellules du cumulus entourant l'oocyte primaire 13

FIGURE 5 - Croissance de l'embryon 14

FIGURE 6 - Schéma d'une boîte d'immobilisation 21

FIGURE 7 - Spermatozoides anormaux 25

FIGURE 8 - Dommages causés aux acrosomes 33

FIGURE 9 - PAPA Test sur l'épithélium vaginal 35

FIGURE 10 - Courbes de la résistance électrique du mucus vaginal durant les chaleurs 37

FIGURE 11 - Passage de l'aiguille à inséminer à travers le col de l'utérus 40

LISTE DES PHOTOGRAPHIES

Page

PHOTO 1 - Système reproducteur de la femelle 57

PHOTO 2 - Système reproducteur du mâle 57

PHOTO 3 - Collecte de la semence par manipulation digitale 58

PHOTO 4 - Tube utilisé pour la collecte 58

PHOTO 5 - Photomètre 59

PHOTO 6 - Modification de la vulve durant les chaleurs 60
Stade 1 Stade 2
Stade 3 Stade 4

PHOTO 7 - Détecteur de chaleurs 59

PHOTO 8 - Méthode intra-utérine 61

PHOTO 9 - Instrument pour inséminer avec la méthode intra-utérine 61

PHOTO 10 - Instrument Articop 62

PHOTO 11 - Laboratoire portatif pour l'insémination des renards ... 62

L'INSÉMINATION CHEZ LE RENARD D'ÉLEVAGE

1. IMPORTANCE DE L'ÉLEVAGE

Au Canada, l'élevage du renard a débuté à la fin du siècle dernier. Au cours de son évolution, il a surtout été caractérisé par de grandes fluctuations du marché des peaux et par la spéculation dans la vente de reproducteurs, plus particulièrement lors de l'apparition de nouvelles couleurs du pelage. Depuis une quinzaine d'années, la demande pour ce type de fourrure s'est maintenue sur les marchés internationaux et l'élevage du renard représente aujourd'hui une activité économique bien établie.

La production mondiale de renards a connu une expansion importante au cours des dernières années, passant de 2,34 à 5,75 millions de peaux par année, de 1980 à 1987. Elle est concentrée principalement en Finlande qui a produit 3,4 millions de peaux en 1987, soit 60,9% de la production mondiale totale (tableau 1).

Selon les dernières statistiques disponibles (1986), la production mondiale se composait de 81% de renards bleus, 10% de bleu argenté et 9% d'autres couleurs, dont principalement l'argentée. Cependant, les conditions du marché au cours des dernières années ont favorisé une légère augmentation de la production des variétés argentées et bleu argenté. On estime que dans le monde, il s'est produit respectivement 850 000 et 1,2 million de peaux argentées en 1987 et 1988.

En 1987, le Canada occupait le 9e rang parmi les pays producteurs avec 77 217 peaux et plus de 83,5% étaient argentées. Les principales provinces productrices étaient par ordre d'importance le Nouveau-Brunswick, la Nouvelle-Écosse, l'Ile-du-Prince-Édouard, le Québec et l'Ontario.

Dans ce document, le masculin inclut le féminin lorsque cela s'applique.

TABLEAU 1 - Production mondiale des peaux de renards (,000)

PAYS	ANNÉES 1980-1981	1987-1988
Finlande	1 400	3 400
Norvège	315	652
Pologne (exportations seulement)	350	500
Danemark	95	250
Russie (exportations seulement)	80	160
Islande	--	100
États-Unis	--	100
Suède	35	80
Canada	--	77
Hollande	--	70
Autres pays	65	364
T O T A L	**2 340**	**5 753**

TABLEAU 2 - Importance de la production de renards au Québec

ANNÉE	NOMBRE DE FERMES	NOMBRE DE FEMELLES	NOMBRE DE RENARDEAUX	PRIX MOYEN DES PEAUX	VALEUR DE LA PRODUCTION
1986	107	3 886	9 038	181,99 $	1 136 709 $
1987	106	4 270	10 350	120,37 $	1 245 829 $
1988	126	7 515	17 311	68,21 $	1 180 783 $
1989	128	5 730	14 631	*	*

* Non disponible.

Au Québec, la production de renards a suivi la tendance mondiale des dernières années. En 1989, on y a recensé 128 renardières et 5 730 femelles en production qui ont donné 14 631 renardeaux dont 92,3% étaient argentés (tableau 2).

2. REPRODUCTION

Le renard est un carnivore qui appartient à la famille des canidés. Dans l'élevage, on rencontre 2 espèces différentes: le renard roux (Vulpes vulpes) dont la principale variété est l'argenté, et le renard arctique (Alopex lagopus) représenté surtout par le bleu.

Les renards ont un cycle annuel de reproduction synchronisé principalement par l'évolution de la photopériode au cours de l'année. Ils appartiennent à des espèces monoestriennes, c'est-à-dire que les femelles ont seulement une chaleur durant la saison des accouplements qui a lieu de janvier à avril. L'ovulation se produit spontanément lors de l'oestrus. De plus, leur reproduction est caractérisée par un développement et une régression cycliques des organes reproducteurs qui atteignent leur volume maximal lors de la période des accouplements.

Les argentés se reproduisent environ un mois avant les renards arctiques mais leurs systèmes de reproduction se ressemblent à plusieurs égards. D'ailleurs, avec le développement de l'insémination, on peut croiser facilement ces deux espèces et obtenir un hybride qu'on appelle bleu argenté. Cependant, leurs nombres de chromosomes diffèrent et les rejetons sont stériles.

2.1 Anatomie et physiologie de la reproduction

2.1.1 Femelle

La photo 1 montre les différentes parties du système reproducteur de la renarde. Les **ovaires** jouent deux rôles importants: ils produisent les ovules relâchés durant les chaleurs et des hormones dont les

oestrogènes et la progestérone. Les oestrogènes sont en grande partie responsables des modifications du tractus génital lors des chaleurs ainsi que du comportement de la femelle qui devient réceptive au mâle durant cette période. La progestérone est sécrétée par les corps jaunes situés sur les ovaires. Les corps jaunes sont en fait les sites d'ovulation qui se modifient pour sécréter la progestérone nécessaire à l'implantation et à la gestation.

Les ovaires atteignent leur taille maximale quelques jours avant l'oestrus. Ils sont recouverts d'une enveloppe ou bourse qui dirige le passage de l'ovule vers l'oviducte. Les **oviductes** sont des tubes convolutés servant de conduits entre les ovaires et l'utérus. La fertilisation se produit dans les oviductes et l'ovule fertilisé demeure là durant plusieurs jours.

L'utérus a deux cornes. Les ovules fertilisés vont se fixer à un endroit le long des deux cornes utérines pour continuer leur développement. L'implantation commence environ de 8 à 10 jours après l'accouplement. Au cours des premiers 21 jours suivant l'accouplement, il faut éviter à la femelle tout stress inhabituel afin de prévenir la mortalité embryonnaire qui peut survenir au premier stade du développement.

Le cervix ou col de l'utérus a la taille d'un pois, une consistance dure et, normalement, il est fermé. A l'oestrus, sous l'influence des hormones, il grossit, s'amollit et le canal laisse entrer les spermatozoïdes. Durant la gestation, un bouchon de mucus bloque l'ouverture du col afin d'empêcher les bactéries et autres micro-organismes de l'extérieur de venir contaminer l'intérieur de l'utérus. A la mise bas, le cervix s'amollit et s'ouvre de nouveau pour permettre ainsi aux renardeaux de sortir.

Le vagin, qui mesure environ 9 cm de long, sert d'organe de copulation et constitue une partie du canal pour la mise bas. L'urine qui arrive de la vessie par l'urêtre s'y déverse près de l'ouverture extérieure. Au moment des chaleurs, nous pouvons voir facilement de l'extérieur le grossissement de la vulve.

2.1.2 Mâle

Le système reproducteur du mâle est illustré à la photo 2. Les **testicules** produisent les spermatozoïdes et des hormones pour la reproduction. Ils sont entourés et contenus par une membrane protectrice appelée scrotum. Au moment de la saison de reproduction, chaque testicule doit être ferme, d'une bonne grosseur (2,5 - 3,0 cm x 1,5 - 2,0 cm) et descendu dans le scrotum pour obtenir des spermatozoïdes normaux.

La situation où un testicule demeure à l'intérieur de la cavité abdominale s'appelle une cryptorchidie. Elle peut être simple ou double. La cryptorchidie double rend l'animal stérile mais avec une libido normale. Dans le cas d'une cryptorchidie simple, le mâle demeure fertile mais on recommande fortement de ne pas le faire accoupler car cette anomalie est héréditaire et peut causer une diminution de la portée.

Les spermatozoïdes sont formés dans les tubules séminifères et, par la suite, transportés et entreposés dans l'épididyme qui est un long tubule convoluté le long du testicule. On peut palper distinctement l'épididyme chez certains mâles dès le début de l'augmentation de volume des organes reproducteurs qui se produit avant la saison des accouplements.

Lors de l'éjaculation, les spermatozoïdes passent dans le canal déférent. Certaines sécrétions des glandes sexuelles accessoires, dont principalement celle de la **prostate**, viennent se mélanger aux spermatozoïdes pour former une suspension cellulaire appelée la semence. Celle-ci avance dans l'urètre et sort du pénis au niveau de l'ouverture du gland, grâce à des contractions de muscles sous le contrôle du système nerveux autonome. L'urètre sert également de canal à l'urine et à des sécrétions prééjaculatoires des glandes accessoires. Ces sécrétions permettent d'éliminer l'urine juste avant le passage de la semence.

Comme chez les autres carnivores, l'**os** dans le **pénis** du renard facilite la pénétration du vagin avant la pleine érection. Après la pénétration, le **bulbus glandis** prend de l'expansion comme un ballon et bloque le pénis à l'intérieur du vagin.

Le gland contient de nombreuses terminaisons nerveuses et est une partie très sensible du pénis. La stimulation du gland et les mouvements du mâle au cours de la copulation contribuent à compléter l'érection et à provoquer l'éjaculation.

2.2 Régulation de la reproduction

L'activité reproductrice du renard est saisonnière. Les modifications cycliques de son système reproducteur et de son comportement sexuel sont causées par des changements dans les niveaux d'hormones au cours de l'année. Les hormones sont des messagers chimiques produits par un organe ou un tissu et transportés par le sang ou la lymphe pour aller modifier l'activité d'un autre organe cible.

Les changements successifs de la durée du jour au cours des saisons déclenchent l'activité de reproduction chez plusieurs animaux, dont le renard. Le mécanisme par lequel le photopériodisme régularise le cycle de reproduction n'a pas encore été complètement élucidé. Peu de résultats de recherche ont été publiés concernant ce phénomène chez le renard. Cependant, on sait que l'hypothalamus, l'hypophyse et la glande pinéale jouent un rôle déterminant (figure 1).

Le message d'un changement de lumière capté par la rétine atteint l'hypothalamus sous forme d'influx nerveux. Celui-ci est transformé en message endocrinien au niveau de la glande pinéale qui sécrète la mélatonine. Cette hormone stimule l'hypothalamus antérieur à sécréter des précurseurs d'hormones (LHRH) qui à leur tour vont provoquer la sécrétion des hormones folliculine (FSH) et lutéinisante (LH) par l'hypophyse (figure 2).

Chez le mâle, ces hormones stimulent les testicules à produire les spermatozoïdes ainsi que des hormones sexuelles androgènes comme la testostérone. Chez la femelle, elles causent le développement des follicules à l'approche de la saison de reproduction. A mesure qu'ils se développent, les follicules sécrètent à leur tour des oestrogènes qui sont responsables du grossissement du col et de la vulve ainsi que du comportement de la femelle pendant l'oestrus. A l'oestrus, un pic dans le niveau de LH

FIGURE 1 - Relation entre la photopériode et la reproduction chez l'animal

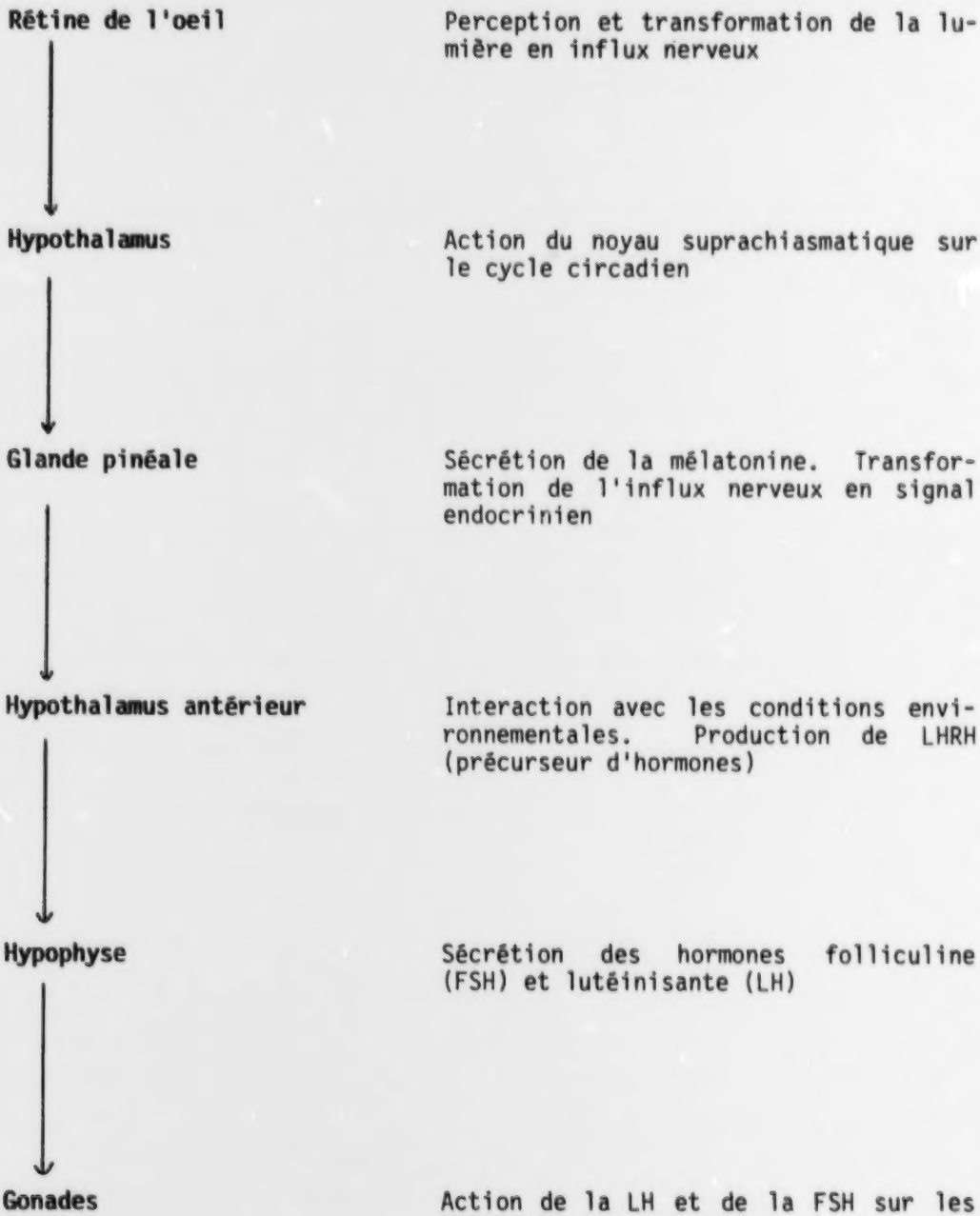
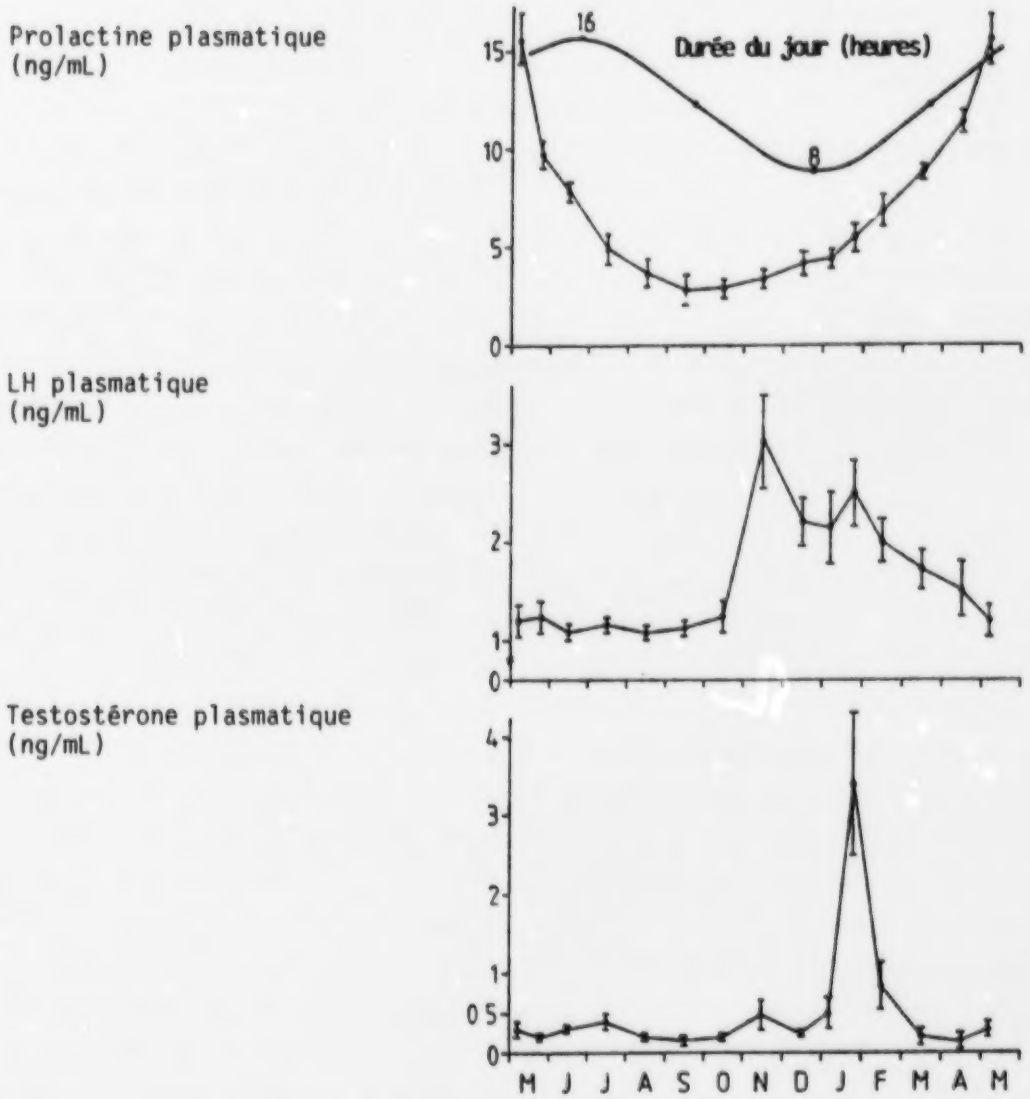


FIGURE 2 - Variations saisonnières du taux de certaines hormones chez le mâle.



déclenche la production de progestérone par les follicules et provoque la rupture de la paroi ovarienne, ce qui libère l'ovule (ovulation).

Après la fertilisation, le niveau croissant de progestérone contribue à maintenir l'état de gestation. Chez les femelles qui ne conçoivent pas, on peut même remarquer une pseudogestation au point d'avoir de fausses contractions et un développement des glandes mammaires, un peu avant la supposée mise bas.

Les hormones gonadotropiques (LH, FSH) jouent donc un rôle important dans la reproduction: temps de l'oestrus et de la maturité sexuelle, comportement sexuel, niveau de production, etc. La lumière est un facteur important dans le synchronisme du cycle sexuel mais on doit tenir compte également d'autres paramètres aussi essentiels, comme la nutrition et tout ce qui peut interférer avec l'activité neuro-hormonale tel le stress résultant d'une régie déficiente.

A ce jour, les traitements hormonaux n'ont pas donné de résultats satisfaisants pour induire une chaleur complète chez la renarde. On obtient facilement une chaleur avec des oestrogènes mais il faudra d'autres études pour déterminer un traitement efficace à provoquer l'ovulation en même temps. Les traitements hormonaux actuels sont quand même utiles pour provoquer simultanément des chaleurs chez plusieurs femelles en vue de pratiquer l'insémination.

Le traitement aux androgènes (testostérone) peut se révéler efficace pour stimuler le comportement du mâle à déposer la semence mais pas nécessairement pour la production de spermatozoïdes. Un traitement de testostérone seul ne semble pas activer la production de spermatozoïdes.

2.3 Chaleurs

Les transformations physiologiques qui amènent la femelle en oestrus s'effectuent graduellement. Ainsi, même si nous ne percevons aucune modification lors de la première partie du proestrus qui dure de 6 à 30 jours, il se produit des changements hormonaux et un développement du système reproducteur.

Cependant, durant les 4 à 12 derniers jours du proestrus, plusieurs signes indiquent l'approche de l'oestrus. Par exemple, les principaux changements sont les suivants: dimension de la vulve et du col, forme des cellules de l'épithélium vaginal, résistance électrique du mucus vaginal, concentration de certaines hormones et comportement de la femelle. On peut utiliser une ou préférablement plusieurs de ces observations pour déterminer l'évolution de la chaleur et bien sûr, le moment propice de l'accouplement ou de l'insémination.

Chez le renard argenté, l'oestrus dure de 1 à 4 jours avec une moyenne de 3 jours et l'ovulation se produit à la fin du premier ou au début du second jour. La renarde arctique a une période d'oestrus plus longue qui dure de 4 à 6 jours et elle ovule au troisième ou quatrième jour de l'oestrus. Les ovules ne sont pas tous libérés en même temps et on suppose que l'ovulation commence deux jours après le pic de LH (hormone lutéinisante) et qu'elle dure de 1 à 1,5 jour comme chez le chien et d'autres animaux domestiques.

2.4 Accouplement

Dans la nature, le renard sauvage se comporte généralement comme un animal monogame, mais en élevage on le considère polygame. Les éleveurs gardent en moyenne 4 femelles pour 1 mâle.

La femelle est présentée au mâle durant sa période d'ovulation et on peut déterminer le moment le plus propice de différentes façons (voir Section 3.2.5 - Détection des chaleurs). Lorsque les animaux sont ensemble, l'éleveur doit exercer une surveillance continuelle afin de constater s'il y a vraiment eu accouplement et pour éviter qu'ils se blessent, s'il y a lutte.

Lors de l'accouplement, le mâle en érection chevauche la femelle pour la pénétrer. Ensuite, il effectue une demi-rotation et les animaux se retrouvent croupe à croupe pour l'éjaculation. Ils demeurent accrochés dans cette position un certain temps parce que le gonflement du bulbus glandis les empêche alors de se séparer. Ce mode d'accouplement joue un

rôle important dans le processus de fertilisation en permettant au mâle de déposer la semence près du col de l'utérus. De plus, le pénis retourné par en arrière et gonflé au maximum exerce une pression sur le col, ce qui provoque des contractions qui favorisent le passage de la semence dans l'utérus.

Des expériences avec des argentés ont établi qu'en moyenne l'intervalle entre la pénétration et l'éjaculation durait 12,2 (7-21) secondes, le temps d'éjaculation 18,7 (3-65) secondes et la période entre l'éjaculation et la séparation des animaux 30,0 (3-68) minutes. Chez les renards bleus, l'accouplement dure en moyenne 33 minutes.

Généralement, les jeunes mâles s'accouplent seulement avec quelques femelles lors de leur première année de service tandis qu'un mâle éprouvé peut servir 2 ou 3 fois par semaine durant toute la saison. Il est donc possible d'utiliser un bon mâle durant 5 à 6 semaines en accouplement double sur 9 ou 10 femelles. Les mâles de 3 à 5 ans ont une période reproductive plus longue et donnent un meilleur rendement de renardeaux par femelle accouplée.

2.5 Fertilisation

La fertilisation demeure un phénomène encore peu connu mais nous savons que chez le chien, le chat et le renard, l'ovulation se produit lorsque l'ovule est encore au stade d'oocyte primaire et que la première division méiotique de l'ovule s'effectue dans l'oviducte. A ce moment, l'ovule est entouré d'une masse de cellules appelée "cumulus" et n'est pas réceptif aux spermatozoïdes (figures 3 et 4). Ceux-ci n'atteignent la zona pellucida que lorsque la couche de cellules entourant l'ovule est réduite à la corona radiata.

L'ovule relâché parvient au stade d'oocyte secondaire en 2 jours. Chez d'autres animaux domestiques, le temps où l'oocyte secondaire peut être fertilisé varie de 8 à 24 heures. Avant la fertilisation, les spermatozoïdes doivent se rendre au site de fertilisation dans l'oviducte et subir les transformations de la capacitation. Le trajet dure de 10 à 15

minutes chez le renard. La capacitation est une transformation structurale et enzymatique du spermatozoïde qui va permettre la réaction acrosomale et la pénétration de la zona pellucida. Elle s'effectue dans l'organe reproducteur de la femelle et durerait de 5 à 6 heures selon l'espèce.

La réaction acrosomale est indispensable pour que le spermatozoïde s'accroche à la zona pellucida. Lors de cette réaction, il se produit une désintégration ou un détachement de la membrane sur la partie antérieure de la tête du spermatozoïde, ce qui permet une libération d'enzymes. Le phénomène semble débuter lorsque le spermatozoïde entre en contact avec la masse de cellules qui entourent l'oocyte. Cependant, dans les cas où cette masse est trop importante, le spermatozoïde ne peut atteindre l'ovule car les enzymes nécessaires à la désintégration de la paroi auront tous été libérés prématurément.

2.6 Gestation

La gestation dure en moyenne 52 jours et ne varie pas beaucoup (51-53 jours). Elle peut être un peu plus courte chez les jeunes femelles et celles qui ont de gros rejetons. Durant cette période, tous les changements importants dans l'environnement, l'alimentation et les soins prodigués aux animaux sont à éviter afin de ne pas nuire à l'implantation de l'embryon et pour ne pas provoquer des avortements surtout à l'approche de la mise bas.

Certaines études (Valtonen, 1984) ont montré qu'entre 2 et 4 jours après l'accouplement, l'embryon comptait de 1 à 4 cellules, mais on ignore si cette différence de développement provenait du temps de l'ovulation ou de la vitesse de croissance de l'embryon. L'embryon au stade d'une cellule mesure 200 micromètres de diamètre. Il descend dans l'utérus au stade de morula 1 (de 16 à 32 cellules) entre 6 à 8 jours après l'accouplement. L'implantation se produit à peu près 17 jours après l'accouplement, alors que l'embryon est au stade blastula 1 et qu'il mesure environ 1 mm de diamètre. Par la suite, le développement se continue rapidement jusqu'à la mise bas qui aura lieu 35 jours après l'implantation (figure 5).

FIGURE 3 - Différentes parties du spermatozoïde.

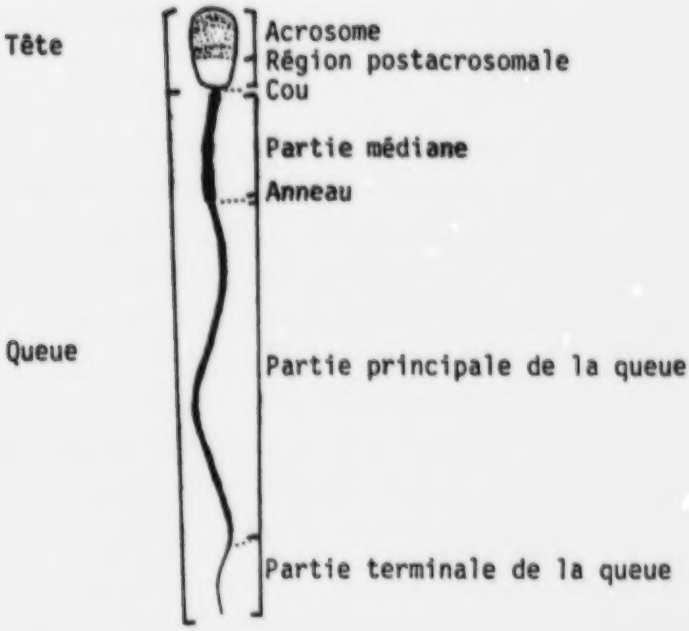


FIGURE 4 - Dessin schématique de cellules du cumulus entourant l'oocyte primaire (Tang, 1984).

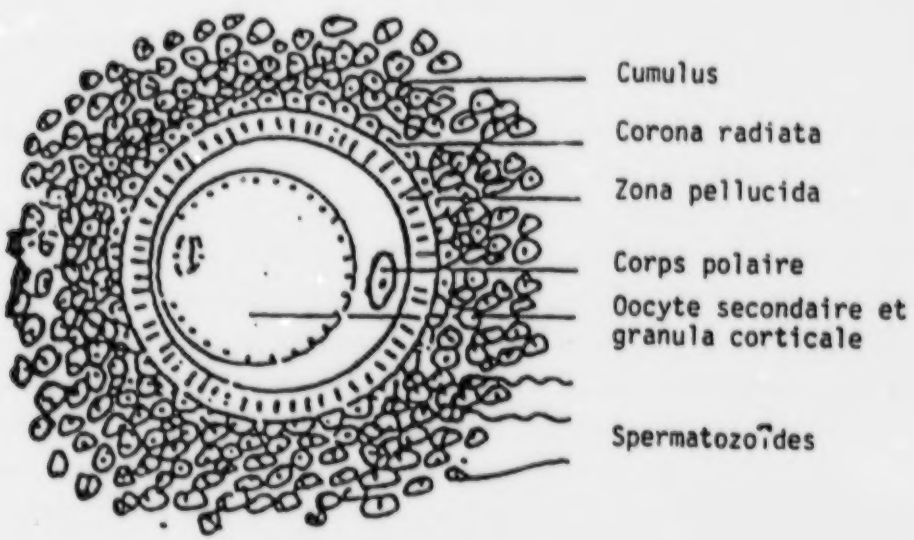
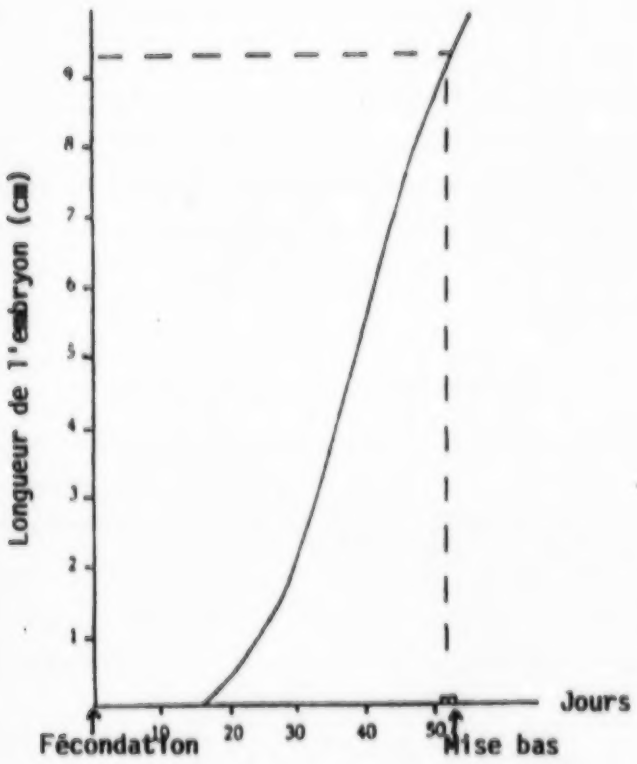


FIGURE 5 - Croissance de l'embryon (Tang, 1984).



Pour différentes raisons, un certain nombre d'ovules fertilisés ne complètent pas leur développement. Ainsi, Tang (1984) rapporte que Valtonen a remarqué dans une étude que 18% des ovules fertilisés avaient disparu avant l'implantation et que 10% étaient morts entre l'implantation et la mise bas.

Selon le même auteur, Fougner aurait obtenu, en 1972, un taux de mortalités embryonnaires atteignant 20% chez des femelles bleues adultes et de 27% chez des jeunes tandis qu'Einarsson aurait eu des résultats respectifs de 15% et 25% en 1982. Les mortalités seraient provoquées principalement par des infections virales ou bactériennes, des aliments contaminés et par de l'avitaminose. Celles causées par des anomalies dans le développement de l'embryon surviennent surtout avant l'implantation, d'où la rareté de rejetons anormaux.

2.7 Mise bas

La renarde argentée met bas de la fin de mars au début d'avril mais surtout en avril. Les mises bas se produisent environ 1 mois plus tard chez la renarde bleue. Cette période représente une étape cruciale dans l'élevage du renard. La renarde est alors particulièrement vulnérable au stress; la présence de personnes étrangères ou tout changement dans son environnement, son alimentation et les soins qu'on lui prodigue peuvent provoquer de l'avortement et du cannibalisme qui se traduisent souvent par des pertes importantes.

Le nombre de rejetons varie de 1 à 9 chez les argentés et de 1 à 17 chez les bleus. A la naissance, les renardeaux pèsent entre 70 et 100 g, sont aveugles et couverts de poils. Chez les argentés, le rendement moyen au sevrage se situe autour de 2,5 renardeaux par femelle en production mais les bons éleveurs obtiennent généralement un rendement supérieur à 3. Chez les renards bleus, beaucoup plus prolifiques, le rendement moyen se situe entre 6 et 7 renardeaux par femelle en production.

3. INSÉMINATION

3.1 Développement de la technique

Au cours des dernières décennies, l'insémination a pris une grande importance dans l'élevage des bovins, des porcs et des dindes. Aujourd'hui, on l'utilise jusqu'à un certain point dans les productions ovine, caprine et canine. Chez le renard, les éleveurs commencent à peine à avoir recours à l'insémination même dans les principaux pays producteurs car la technique n'a été mise au point que très récemment en Scandinavie.

Les premières expériences sur l'insémination des renards auraient été effectuées en Russie vers 1933 par I.D. Starkov. A l'époque, les résultats étaient décevants parce qu'on déposait la semence dans le vagin et les spermatozoides ne pouvaient se rendre au site de fertilisation à cause de la disposition particulière du col de l'utérus chez la renarde. La technique a évolué de façon décisive seulement à la fin des années soixante à partir des travaux effectués par des chercheurs norvégiens.

En Norvège, les travaux de recherche sur l'insémination des renards ont débuté de façon intensive vers 1968. L'équipe de chercheurs était composée principalement par les Dr Aamdal, J. Fougner et K. Nyberg de l'Université Vétérinaire de Norvège. Ils ont fait évoluer la technique d'insémination à plusieurs points de vue: collecte des mâles, mise au point de la technique et de l'équipement nécessaire, mise en place d'un programme d'insémination.

De 1982 à 1986, le Dr Seppo Pasanen de l'Université de Joensuu en Finlande a développé une nouvelle technique appelée Articop. Cette technique imite l'accouplement naturel et permet de déposer la semence dans le vagin sans traverser le col.

Au cours des dernières années, des chercheurs danois dont le Dr I.J. Christiansen ont également poursuivi des études dans le domaine. Dans plusieurs autres pays comme la Suède, la Pologne et le Canada, l'insémination des renards suscite un certain intérêt mais à un degré moindre.

3.2 Technique

3.2.1 Collecte de la semence

Chez le renard d'élevage, les mâles ne veulent généralement s'accoupler que durant une assez courte période. Un mâle ne sert en moyenne que de 3 à 5 femelles durant toute sa saison de reproduction. Cependant, une collecte régulière de la semence, 2 ou 3 fois par semaine, allonge la saison productive du mâle qui peut donner ainsi de la semence de qualité durant 6 à 12 semaines.

Pour maintenir l'activité sexuelle du mâle, il faut éviter des intervalles de plus de 5 jours entre les collectes ou les accouplements. On peut également allonger la période fertile du mâle en lui injectant une dose de 150 U.I. de FSH et de LH tous les 3 ou 4 jours, à partir du moment où il atteint le sommet de sa performance. Une collecte dont la fréquence dépasse 2 ou 3 fois par semaine réduit généralement le nombre de spermatozoïdes par éjaculat et raccourcit la saison de reproduction du mâle.

La collecte s'effectue dans un local chauffé à une température variant entre 22 et 25°C et tous les instruments qui viennent en contact avec la semence sont préalablement réchauffés à la température du corps. Pendant la collecte, on maintient une grande tranquillité autour de l'animal afin de ne pas le distraire. Le renard est un animal encore semi-domestique et l'argenté offre généralement plus de résistance à la collecte que le bleu.

Le mâle est placé dans une boîte d'immobilisation (figure 6) afin de bien le contenir et faciliter ainsi le travail. La semence se collecte selon la méthode de l'électro-éjaculation ou celle de la manipulation digitale.

TABLEAU 3 - Évolution de l'insémination des renards en Norvège au cours des dernières années

	1986	1987	1988	1989
Nombre de femelles inséminées	44 591	75 000	57 000	
Nombre d'inséminateurs	111	130	145	165

SOURCE: Communication personnelle avec le Dr J. Fougner, Norvège

TABLEAU 4 - Renardes inséminées en Finlande au cours des dernières années

CROISEMENT (Mâle x femelle)	1984	1985	1986	1987
Argenté X bleue	12 456	23 384	39 289	115 445
Argenté X argentée	2 141	4 154	5 370	16 164
Bleu X bleue	664	1 096	1 801	6 309
Bleu X argentée	233	334	176	1 398
T O T A L	**15 494**	**28 968**	**46 636**	**139 316**

3.2.1.1 Méthode de l'électro-éjaculation

La méthode de l'électro-éjaculation consiste à provoquer l'érection et l'éjaculation en stimulant le renard avec des impulsions électriques. Un électro-éjaculateur muni d'une électrode est introduit dans le rectum et produit des impulsions électriques de 50 Hz, de 8 à 10 mA et de 1,5 à 3V. Selon Brzozowski et al. qui ont obtenu de bons résultats avec cette méthode, on administre durant environ 6 minutes des stimulations de 5 secondes espacées de 5 secondes. On mentionne cependant dans leur rapport que d'autres chercheurs ont également réussi à obtenir de la semence avec des paramètres électriques et des temps différents. L'électro-éjaculation est très peu utilisée car elle présente plusieurs désavantages.

1. Elle est douloureuse pour le mâle et nécessiterait normalement une anesthésie.

2. L'éjaculat ne contient souvent que du liquide des glandes annexes.

3. On retrouve souvent de l'urine dans la semence.

3.2.1.2 Manipulation digitale

La manipulation digitale est relativement facile et permet de récolter de la semence chez la plupart des mâles (photo 3). Le collecteur doit tout d'abord se familiariser avec la technique et généralement, le mâle collabore bien après quelques essais. Les mâles qui ne donnent pas un éjaculat complet après 3 ou 4 essais sont écartés de la collecte.

On peut résumer cette technique de la façon suivante:

1. Placer le mâle dans une boîte d'immobilisation servant à la collecte.

2. Se poster derrière l'animal et commencer par un massage léger et rapide des testicules avec le bout des doigts. Le mâle s'excite graduellement, étend les membres postérieurs et arque le dos.

3. Exécuter un mouvement rythmique de va-et-vient le long du pénis durant environ une dizaine de secondes. Le pénis commence son érection et le bulbus glandis commence à grossir.

4. Découvrir le pénis de son prépuce et le retourner par en arrière entre les membres postérieurs.

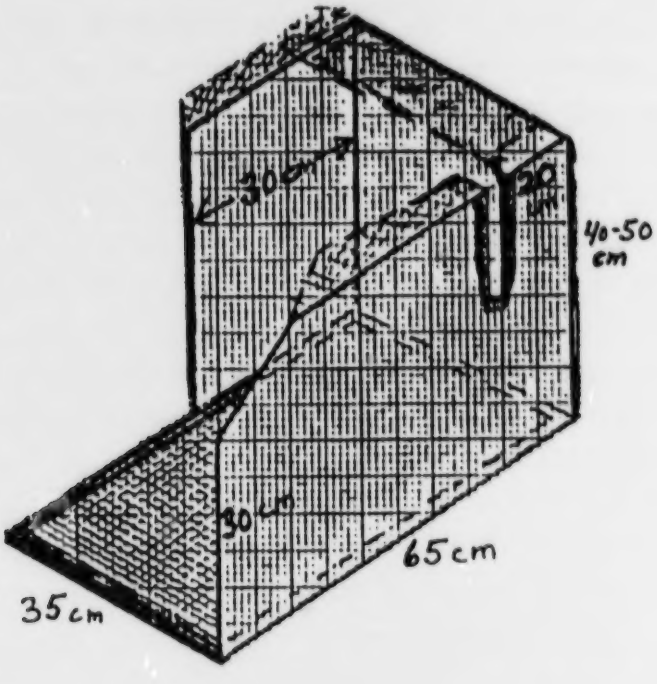
5. Saisir le pénis fermement entre l'index et le pouce, juste en arrière du bulbus glandis. Ce renflement à la base du pénis grossit lors de son érection. La prise simulerait la sensation ressentie sur le pénis qui demeure emprisonné dans le vagin lors de la copulation.

   Exercer des mouvements légers et rythmiques avec le pouce sur le bout du pénis (glans penis) appuyé sur le tube collecteur. Le mâle ressentirait alors des sensations similaires qu'en accouplement naturel où le contact du vagin et du cervix stimule le bout du pénis. Normalement, cette stimulation et la prise en arrière du bulbus glandis complètent l'érection et provoquent l'éjaculation en peu de temps. Le maintien du pénis entre le bulbus glandis et le glans penis risque de faire diminuer l'érection. Chez les renards bleus, les mouvements de va-et-vient le long du pénis suffiraient à provoquer l'éjaculation.

6. Recueillir la semence dans un petit tube collecteur en verre (photo 4) qui est une éprouvette à ouverture élargie en entonnoir avec une dépression pour appuyer le pouce. Placer le tube dans un bac d'eau à 37°C pour éviter un choc thermique trop violent aux spermatozoïdes.

Le volume de l'éjaculat du renard argenté semble varier passablement d'un auteur à l'autre. Cette variation provient probablement du fait que certains incluent toutes les sécrétions des glandes annexes et que d'autres ne comptent que la partie riche en spermatozoïdes.

FIGURE 6 - Schéma d'une boîte d'immobilisation.



L'éjaculat du renard se compose de trois parties parfois difficiles à séparer. Une première, transparente, qui ne contient pas de spermatozoides, est sécrétée au début de l'excitation. Il se produit ensuite l'éjaculation d'une deuxième partie blanche et épaisse contenant la majorité des spermatozoides. Elle prend graduellement une consistance aqueuse et transparente et devient la troisième partie. La sécrétion de cette dernière dure de 5 à 45 minutes et son volume varie de 5 à 25 mL.

Les première et dernière parties sont sécrétées surtout par la prostate. Pour l'insémination, on ne devrait conserver que la deuxième partie blanche contenant les spermatozoides. Selon Aamdal et al., son volume moyen est de 0,62 mL chez le renard bleu et elle renferme 657 millions de spermatozoides. Chez le renard argenté, le volume peut varier de quelques gouttes à 1,5 mL mais se situe en général, entre 0,4 et 0,7 mL.

3.2.2 Critères d'évaluation de la semence

Tout de suite après la collecte, on devrait noter le volume de l'éjaculat, son apparence générale et examiner un échantillon sous le microscope après avoir procédé à une première dilution.

3.2.2.1 Apparence générale

Un échantillon blanc laiteux possède une bonne concentration de spermatozoïdes. Une couleur rougeâtre ou jaunâtre peut indiquer une infection et une telle semence est à rejeter et à soumettre à un examen clinique. Il faut éliminer toute semence présentant des anomalies comme, par exemple, la présence de cristaux.

3.2.2.2 État microscopique

Les principaux critères d'évaluation de la semence au microscope sont les suivants: viabilité, densité ou nombre de spermatozoïdes, motilité et proportion de spermatozoïdes anormaux. En examinant un échantillon de semence sur une lamelle de microscope, on peut classifier arbitrairement l'état de la semence de la façon suivante (Tang, 1984):

1. Viabilité

La viabilité est le rapport entre les spermatozoïdes vivants et morts. Elle s'exprime en pourcentage.

2. Densité

D = peu dense, les spermatozoïdes sont facilement identifiables
DD = densité moyenne, les spermatozoïdes sont identifiables
DDD = dense, les spermatozoïdes sont difficilement identifiables
DDDD = très dense, les spermatozoïdes ne sont pas identifiables
0 = pas de spermatozoïde

Il y a présentement sur le marché un photomètre (photo 5) pour évaluer facilement le nombre de spermatozoïdes avec une meilleure précision. Il suffit de mettre un petit échantillon représentatif de la semence sur une lamelle et de l'introduire dans le photomètre. Ensuite, on lit la quantité de spermatozoïdes qui apparaît sur un cadran digital après seulement quelques secondes.

3. Motilité

\+ = motilité lente
++ = bonne motilité
+++ = très bonne motilité

Une bonne motilité des spermatozoides se vérifie par un mouvement vigoureux vers l'avant. Des mouvements circulaires dus à des flagelles recourbés, des mouvements à reculons ou simplement des vibrations exécutées par des spermatozoïdes vieillis sont des indices de faible motilité. Une semence utilisée pour l'insémination devrait avoir une viabilité minimale de 65%, une densité d'au moins DD et une motilité ++.

4. Proportion de spermatozoïdes anormaux

Dans un bon échantillon examiné sous un microscope à un grossissement de seulement 10X, les spermatozoïdes se meuvent rapidement et semblent tourbillonner. Par contre, à 100X, il est possible d'identifier individuellement les spermatozoïdes et de vérifier l'intégrité de leur forme ainsi que leur motilité (figure 7). On doit éliminer les semences qui contiennent trop de spermatozoïdes anormaux.

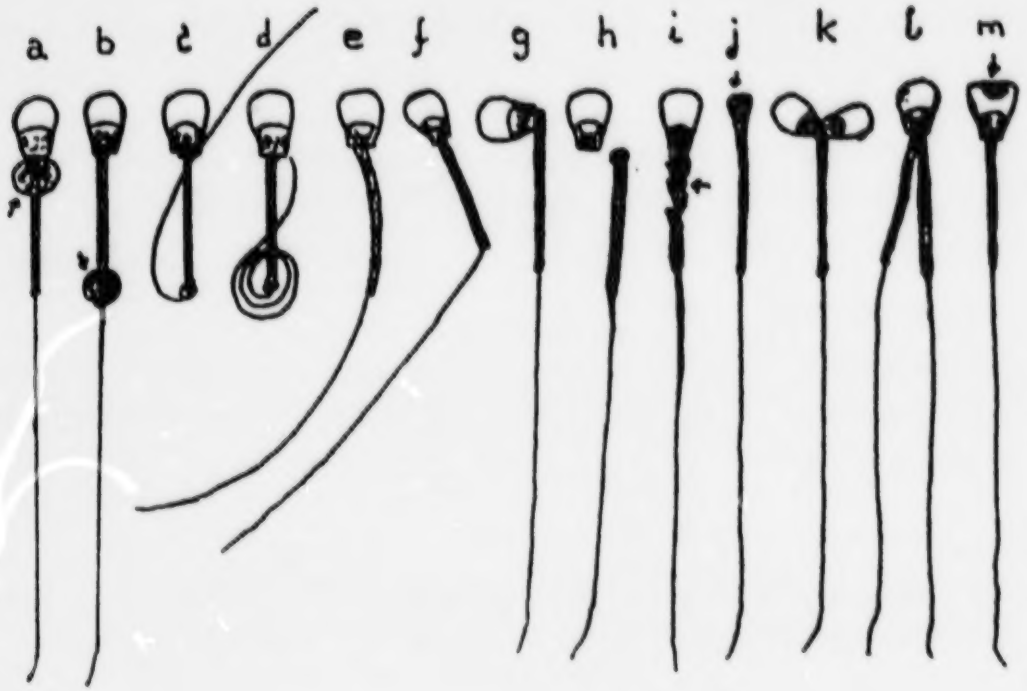
3.2.3 Dilution de la semence fraîche

La dilution de la semence offre plusieurs avantages: accroissement du volume total de l'éjaculat et du nombre d'inséminations par éjaculat; diminution des effets du choc thermique sur la semence; allongement de la durée de vie des spermatozoïdes. En pratique, on dilue l'éjaculat même si une seule femelle est inséminée car sans diluant, les spermatozoïdes perdent leur vitalité plus rapidement.

Le rapport de dilution dépend de la densité de la semence en spermatozoides. Par le passé, plusieurs auteurs recommandaient un minimum de 100 à 150 millions de spermatozoïdes par millilitre de semence fraîche pour obtenir un maximum d'ovules fertilisés. Cependant, une étude effectuée en Norvège en 1986 a démontré qu'on pouvait obtenir des résultats satisfaisants avec une concentration de spermatozoïdes plus faible.

Le tableau 5 montre que des femelles bleues inséminées avec seulement 40 millions de spermatozoïdes par mL ont produit 8,1 renardeaux avec un taux de gestation atteignant 85,2%. En abaissant la concentration de spermatozoïdes, il devient important d'adopter une méthode de comptage fiable. Avec un microscope, la marge d'erreur est assez grande et exige une concentration minimale de l'ordre de 100 millions de spermatozoïdes par millilitre. Cependant, un photomètre bien calibré permet une évaluation plus précise et une concentration de 50 à 75 millions de spermatozoïdes devrait alors suffire, tout en conservant une bonne marge de sécurité. En pratique, lorsque la vérification au microscope révèle une concentration élevée de spermatozoïdes avec une bonne motilité, le tableau 6 peut servir de guide de dilution.

FIGURE 7 - Spermatozoïdes anormaux (Tang, 1984).



a) gouttelette de protoplasme dans la partie supérieure
b) gouttelette de protoplasme dans la partie inférieure
c) tournage simple du flagelle qui se produit souvent autour de la gouttelette protoplasmique inférieure
d) tournage multiple du flagelle
e) flagelle courbé
f) flagelle plié
g) cou plié du spermatozoïde
h) tête détachée (ou flagelle sans tête)
i) partie centrale déformée
j) petite tête ou tête rapetissée
k) tête double
l) flagelle double
m) acrosome endommagé

TABLEAU 5 - Rendement de femelles bleues inséminées avec différentes concentrations de semence provenant de mâles argentés (Norvège 1986).

Groupe	Nombre de femelles	Quantité de spermatozoïdes (10^6/mL)	Taux de gestation (%)	Nombre de renardeaux
1 (au hasard)	49	100	85,7	8,2
2 (au hasard)	74	60	81,1	8,3
3 (au hasard)	88	40	85,2	8,1
4 (au hasard)	31	20	74,6	7,8
5 (fem. choisies)	35	20	88,6	8,6
6 (fem. choisies)	48	2 X 20	83,3	8,9

TABLEAU 6 - Guide de dilution de la semence

Volume de la fraction riche (mL)	Quantité de diluant (mL)	Semence diluée par insémination (mL)	Nombre de femelles inséminées
0,25	1,75	1,00	2
0,50	2,50	1,00	3
0,75	3,25	1,00	4

Avant la dilution, le réchauffage du diluant à 37°C préviendra les effets négatifs d'un choc thermique trop violent. La dilution s'effectue généralement en deux étapes. Tout de suite après la collecte, la semence est diluée dans un rapport 1:1 c'est-à-dire qu'on ajoute à la fraction riche en spermatozoïdes le même volume de diluant. Cette première dilution offre une protection rapide aux spermatozoïdes, ce qui donne le temps d'analyser un échantillon sans que la semence se détériore. Après l'évaluation de la semence, on procède à la dilution finale selon la qualité et la concentration en spermatozoïdes.

Plusieurs diluants ont été mis au point. Par exemple, on peut citer le IVT (Illini variable temperature), le EDTA (Ethylene diaminetetraacetate dinatrium salt) ainsi que la solution de citrate de sodium avec ou sans antibiotiques.

En 1983, Liisa Tang (Finlande) a comparé le IVT et le citrate de sodium pour leur capacité à préserver la semence à différentes températures (4°C, 10°C et 22°C).

Ses principales conclusions ont été les suivantes:

1. A 22°C et 10°C le diluant IVT conserve aux spermatozoïdes une motilité supérieure durant les 9 heures d'observation suivant la collecte.

2. La semence diluée au citrate se comporte mieux à 10°C.

3. Au cours des 2 ou 3 heures suivant la collecte, le citrate donne un résultat similaire à celui du IVT. Durant cette période, le citrate peut remplacer le IVT, plus difficile à préparer.

4. La motilité a été réduite pour les deux diluants à 4°C.

5. L'addition d'antibiotiques au citrate n'a pas affecté la conservation de la semence durant la période étudiée.

Le IVT a un meilleur potentiel que le citrate de sodium pour diluer la semence fraîche du renard. Cependant, sa préparation requiert une saturation de CO_2 et l'addition de jaune d'oeuf frais, ce qui limite son utilisation sur une grande échelle.

Une étude du Dr J. Fougner a démontré que pour les 24 heures suivant la collecte, le EDTA donne les meilleurs résultats (tableau 7) pour le taux de gestation et le rendement de renardeaux, indépendamment du temps de conservation. Aujourd'hui, le EDTA est le plus utilisé (tableau 8).

Selon le pays, la composition du diluant EDTA peut varier légèrement. Par exemple, en Norvège, il contient 54,6 g de glucose par litre et on utilise seulement le sulfate de néomycine à raison de 1 g par litre à la place de la pénicilline et de la streptomycine. L'activité du sulfate de néomycine durerait plus longtemps et permettrait d'allonger la période de conservation du diluant.

Il faut s'assurer que les antibiotiques utilisés sont purs afin d'éviter des interactions possibles avec les produits en solution. Pour réduire les risques de contamination, on devrait préparer le diluant dans des conditions aseptiques (sous une hotte aseptique et dans des contenants stérilisés) et le garder au réfrigérateur. Les bouteilles qui sont fermées hermétiquement avec des capsules en aluminium et qui n'ont pas encore servi, peuvent conserver le diluant sans problème durant toute la période de reproduction. La congélation du diluant EDTA ne semble pas affecter son efficacité; il suffit de le réchauffer à 37° C avant de le mélanger à la semence.

3.2.4 Congélation de la semence

3.2.4.1 Technique

Au début des années quatre-vingt, la forte demande pour les peaux de renards hybrides a suscité un intérêt à perfectionner la technique de congélation. Plusieurs chercheurs, notamment de la Norvège,

TABLEAU 7 - Comparaison de l'efficacité des diluants IVT et EDTA pour différentes périodes de conservation

Période de conservation	0 - 3 heures		6 - 8 heures		10-12 heures		24 heures		TOTAL	
Diluant	IVT	EDTA	IVT	EDTA	IVT	EDTA	IVT	EDTA	IVT	EDTA
*Nombre de femelles	90	92	21	41	16	17	0	2	135	152
Taux de gestation (%)	81,1	81,5	72,4	82,9	68,7	70,6	0	(100)	77,8	80,9
Nombre de rejetons/portée	9,7	10,13	8,47	10,38	(13,5)	6,73	0	(16)	9,66	9,89
Nombre de naissances/femelle inséminée et sevrée	4,56	4,93	3,62	5,39	1,94	3,29	0	(5,5)	4,04	4,88

* Les résultats provenant des semences médiocres ont été rejetés.

( ) Données non concluantes à cause du nombre restreint de femelles

TABLEAU 8 - Composition du diluant EDTA (1 litre)

PRODUITS	QUANTITÉ
Glucose	60 g
EDTA (Ethylene diaminetetraacetate)	3,7 g
Carbonate hydrogène de sodium	1,2 g
Citrate de NA (2 aq.)	3,75 g
Eau distillée ajoutée	1,0 L
Pénicilline	1 million U.I.
Streptomycine	1,0 g
pH ajusté avec HCl/NaOH à 6,8	

de la Finlande et du Danemark, se sont engagés dans différents travaux de recherche pour mettre au point une technique de congélation efficace.

Parmi les différents diluants testés, le TRIS, déjà utilisé pour la semence de taureau, donne les meilleurs résultats pour congeler celle du renard (tableau 9). Les méthodes de congélation en pastilles et en paillettes ont également fait l'objet d'études.

TABLEAU 9 - Composition du diluant TRIS (100 mL)

INGRÉDIENTS	QUANTITÉ
TRIS (hydroxyméthylaminométhane)	3,02g
Fructose	1,25g
Acide citrique	1,70g
Eau distillée	100mL
Sulfate de néomycine	100mg
pH ajusté avec HCl/NaOH à 6,8	

Aujourd'hui, on semble favoriser nettement les paillettes à cause probablement de la difficulté d'identifier les pastilles. Comme dans le cas du diluant de la semence fraîche, on pourrait remplacer le sulfate de néomycine par de la pénicilline et de la streptomycine (1 g/L). Il faut rajouter du glycérol et du jaune d'oeuf frais avant de procéder à la congélation.

La technique de congélation peut se diviser en plusieurs étapes:

1. Dilution de la semence dans un rapport 1:1 tout de suite après la collecte pour protéger rapidement les spermatozoïdes. Le diluant doit être à 37°C.

2. Vérification de la qualité de la semence qui doit avoir une motilité progressive supérieure à 80%.

3. Dilution de la semence retenue avec du diluant TRIS sans jaune d'oeuf et sans glycérol jusqu'à une concentration de 200 millions de spermatozoïdes par mL.

4. Refroidissement de la semence une première fois. Elle est plongée dans une eau à 28-30°C et gardée dans un réfrigérateur pendant 2,5 à 3,5 heures jusqu'à ce que sa température baisse à 5°C.

5. Examen de la qualité de la semence une nouvelle fois.

6. Dilution finale après un temps d'équilibration de 75 à 90 minutes, dans un rapport 1:1 avec le TRIS auquel on a ajouté 20% de jaune d'oeuf frais et 12% de glycérol. La solution de semence diluée contient donc 10% de jaune d'oeuf, 6% de glycérol et 100 millions de spermatozoïdes.

7. Nouvel examen de la qualité de la semence après 1 à 3 heures d'équilibration à 5°C.

8. Congélation finale. La semence est injectée dans des paillettes en plastique, généralement de 0,5 mL, qui sont scellées en fondant les deux extrémités puis congelées dans des vapeurs d'azote liquide (-110°C) pendant 9 minutes. Elles sont ensuite pesées et immergées dans un contenant d'azote liquide à -196°C.

La décongélation est beaucoup plus simple. Il suffit de plonger les paillettes 8 secondes dans de l'eau entre 70 et 75°C. On

vérifie de nouveau la qualité de la semence après la décongélation pour ne garder que celle qui a conservé une motilité supérieure à 50%. L'insémination requiert généralement 1 mL de semence, soit 2 paillettes.

3.2.4.2 Effets sur la qualité de la semence

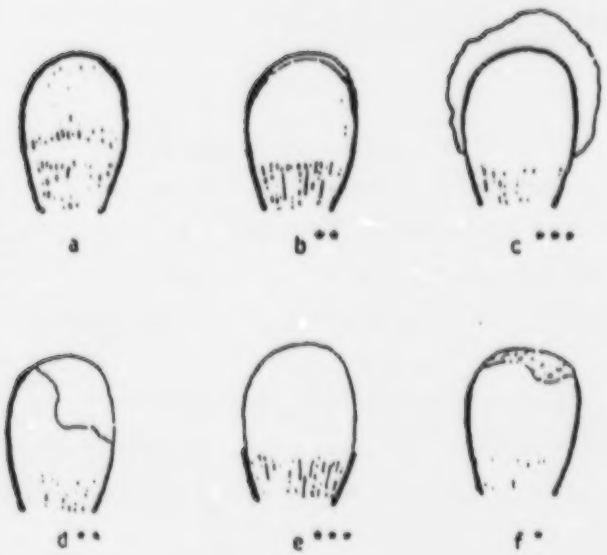
La qualité de la semence congelée dépend de plusieurs facteurs, dont son état juste après la collecte. La semence destinée à la congélation devrait avoir une motilité supérieure à 80% pour tenir compte de la perte d'environ 20% à 30% des spermatozoïdes durant la congélation et la décongélation.

Au cours de ce processus, la membrane des spermatozoïdes subit des dommages, particulièrement entre -7° et -30°C. Un passage rapide dans cet intervalle de température réduit les dommages aux acrosomes. Les dommages sont principalement: une dissolution de la membrane extérieure de l'acrosome au niveau de la partie antérieure du segment équatorial et un renflement de l'acrosome qui entraîne une formation d'interstices dans la membrane.

L'acrosome contient des enzymes protéolytiques qui permettent aux spermatozoïdes de pénétrer dans la zona pellucida et de traverser les couches de cellules autour de l'ovule. Il a donc une grande importance dans la fertilisation et lorsque sa membrane extérieure est endommagée, il perd ses enzymes et le spermatozoïde ne peut plus atteindre l'ovule (figure 8).

Aucune corrélation ne semble exister entre l'intégrité de l'acrosome et la motilité des spermatozoïdes. Il faut donc tenir compte de ces deux facteurs lorsqu'on vérifie la semence après la décongélation. Les diluants à base de lait occasionnent peu de dommages aux acrosomes mais abaissent le taux de survie des spermatozoïdes. Par contre, avec le TRIS, on obtient une bonne survie des spermatozoïdes mais des dommages plus importants aux acrosomes. Généralement, les antibiotiques utilisés dans les diluants n'ont aucun effet négatif sur les spermatozoïdes du renard.

FIGURE 8 - Dommages causés aux acrosomes (Zalewski et al., 1983).



a = normal

b, c, d, e, f = anormaux

*** fréquence élevée

** moyenne

* basse

3.2.5 Détection des chaleurs

La détection des chaleurs sert à déterminer le temps de l'ovulation avec le plus de précision possible afin que les spermatozoïdes fertilisent les ovules au moment opportun. Une rencontre prématurée ou trop tardive peut abaisser le taux de conception et causer de la mortalité embryonnaire. Il est difficile de dire avec précision quand les ovules sont relâchés mais plusieurs méthodes objectives permettent quand même de déterminer la période la plus propice à l'accouplement ou à l'insémination.

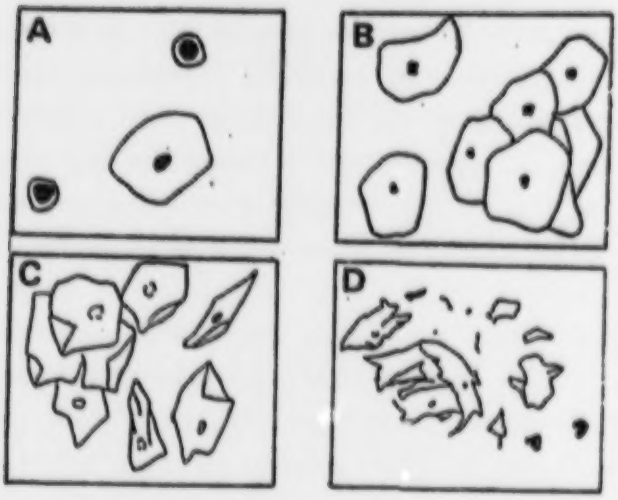
Pendant le proestrus, la vulve est rose, augmente graduellement de volume et devient dure. A la fin de cette période et au début de l'oestrus, elle est plus foncée, désenfle et plisse légèrement. Du mucus s'écoule généralement juste avant ou au moment de l'oestrus. Ensuite, l'enflure et la coloration foncée disparaissent graduellement (photo 6).

Le **cervix** se modifie également lors de l'oestrus. Normalement, il a la taille d'un petit pois et une consistance assez dure. Au moment de l'oestrus, il augmente de volume, ramollit et devient plus maniable.

Les cellules de **l'épithélium vaginal** changent de forme avec le niveau de certaines hormones. Au cours de l'anoestrus, il n'y a que quelques couches de petites cellules épithéliales et quelques cellules blanches du sang. Durant le proestrus, les cellules épithéliales augmentent en taille et en nombre jusqu'à former plusieurs couches. A l'approche de l'oestrus, les cellules se cornifient graduellement. A l'oestrus, on remarque la présence de grandes cellules cornifiées sans noyau.

Après l'ovulation, les petites cellules avec noyau et les cellules sanguines augmentent tandis que les grosses cornifiées disparaissent. On peut suivre l'évolution de l'épithélium vaginal aux différents stades des chaleurs, en observant au microscope des échantillons du liquide vaginal, coloré au bleu de méthylène (figure 9).

FIGURE 9 - PAPA Test sur l'épithélium vaginal.



A : Trop tôt pour inséminer

B-C : Temps approprié pour inséminer

D : Trop tard

Un appareil permet également de connaître l'évolution des chaleurs de la renarde en mesurant la résistance électrique du mucus vaginal. Cette mesure reflète le niveau d'oestrogènes plasmatiques et donne de très bonnes indications sur le moment de l'ovulation. Dans l'élevage, le détecteur de chaleurs (photo 7) sert de plus en plus à déterminer le temps le plus propice à l'accouplement et surtout à l'insémination. Il est constitué principalement d'une sonde vaginale reliée à un ohmmètre pouvant varier de 0 à 1 900 ohms. L'appareil est alimenté par une pile de 9 volts, se fixe aux hanches de l'opérateur et possède deux compartiments: l'un contient une solution désinfectante et l'autre une solution nettoyante.

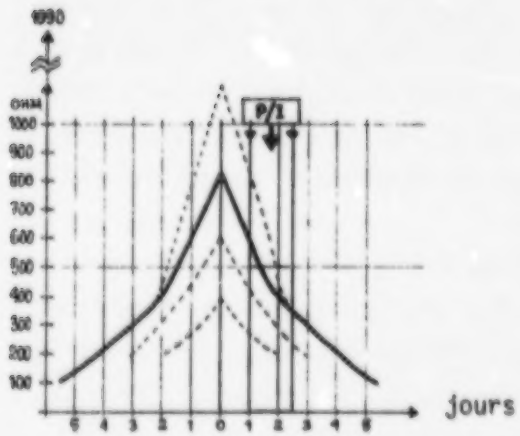
La résistance électrique varie d'un animal à l'autre et c'est plutôt l'évolution de la courbe de résistance (figure 10) au cours de l'oestrus qui donne l'information sur le temps de l'ovulation. La valeur absolue du pic de la courbe ne semble pas reliée au taux d'ovulation, ni à la fertilité. La résistance commence à s'élever durant la dernière phase du proestrus et atteint son maximum en même temps que le niveau d'oestrogènes plasmatiques, soit de 1 à 2 jours avant que la femelle accepte le mâle. L'ovulation se produirait lorsque la valeur de la résistance électrique commence à diminuer en tenant compte que les ovules ne sont pas tous libérés en même temps.

En pratique, on devrait prendre une lecture quotidienne toujours à la même heure dès que la vulve enfle de façon marquée. Il est important d'introduire délicatement la sonde afin de ne pas blesser l'animal, de prendre la lecture à la même profondeur et d'éviter les contacts avec l'urine pour ne pas fausser les résultats. Au moment où on pense avoir atteint le sommet de la courbe, une deuxième lecture dans la même journée permet de déterminer avec plus de précision le temps idéal de l'accouplement ou de l'insémination.

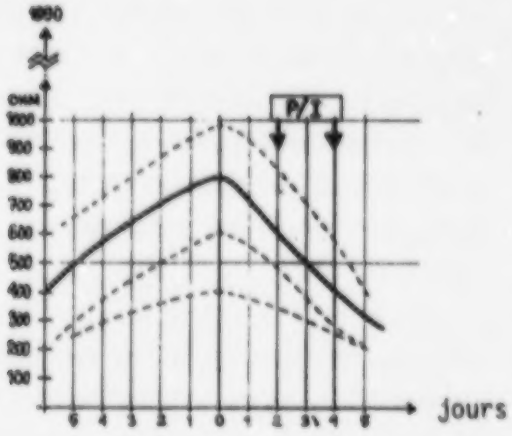
Avec cette méthode, les jeunes femelles sont inséminées au début de la première journée où se produit une baisse d'au moins 50 ohms, après avoir atteint le maximum de résistance électrique. Dans le cas des femelles adultes, il vaut mieux attendre à la fin de la même journée. Une insémination pratiquée au temps opportun devrait donner de bons résultats,

FIGURE 10 - Courbes de la résistance électrique du mucus vaginal durant les chaleurs.

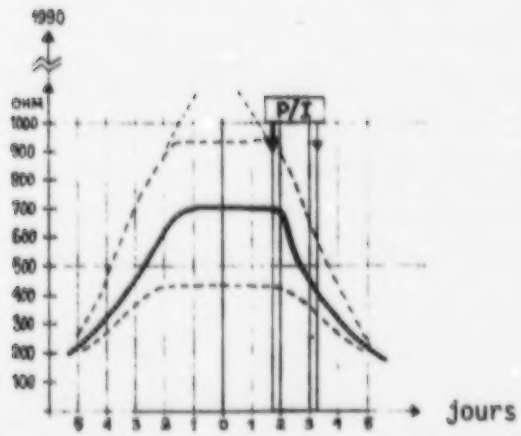
P: Accouplement
I: Insémination



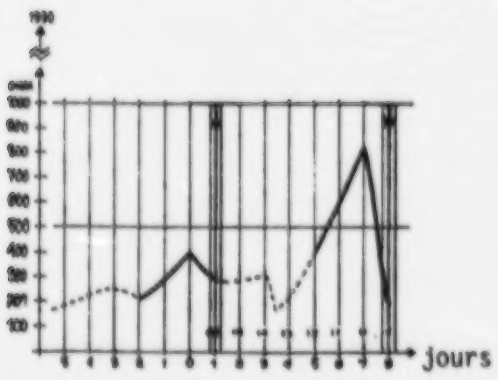
70% des femelles



20% des femelles



10% des femelles



De 10% à 15% des femelles ont des fausses chaleurs

mais pour plus de sûreté, on recommande généralement de la répéter 48 heures après si on utilise de la semence fraîche ou 24 heures plus tard dans le cas de la semence congelée. Si la femelle continue à montrer des signes évidents de chaleurs, il faut inséminer à nouveau.

Au cours des dernières années, des chercheurs hollandais ont mis au point une nouvelle méthode pour déterminer le temps le plus propice à l'insémination. Il s'agit de mesurer la hausse de la concentration de progestérone dans le sang qui se produit juste avant l'ovulation. A mesure qu'approche l'ovulation, les follicules ovariens en croissance produisent de plus en plus de progestérone. Après l'ovulation, c'est le corps jaune qui assure la concentration appropriée.

En pratique, il s'agit de faire un examen de la vulve et de prélever des échantilllons de sang à l'approche des chaleurs. On recueille le sang dans un capillaire en coupant une griffe de la femelle et l'analyse se fait normalement dans un laboratoire spécialisé (tableau 10).

TABLEAU 10 - Temps de l'insémination en fonction de la concentration de progestérone plasmatique

Concentration de progestérone dans le sang (ng/mL)	Jour de l'insémination (jours après le prélèvement)
10	nouvel échantillon requis
10 - 15	3 et 5
15 - 30	2 et 4
30 - 45	1 et 3
45	0 et 2

L'analyse du niveau de progestérone peut se révéler très utile à l'éleveur qui utilise l'insémination. Cette méthode a plusieurs avantages: réduction du travail et du temps de vérification des chaleurs, baisse des problèmes d'hygiène et des traumatismes causés par l'utilisation du détecteur et vérification précise des cas de fausses chaleurs. Cepen-

dant, elle suppose un accès facile à un laboratoire qui doit fournir les résultats dans la même journée. Présentement, peu de laboratoires en Amérique du Nord offrent un service aussi rapide à un prix abordable.

3.2.6 Insémination

3.2.6.1 Méthode intra-utérine

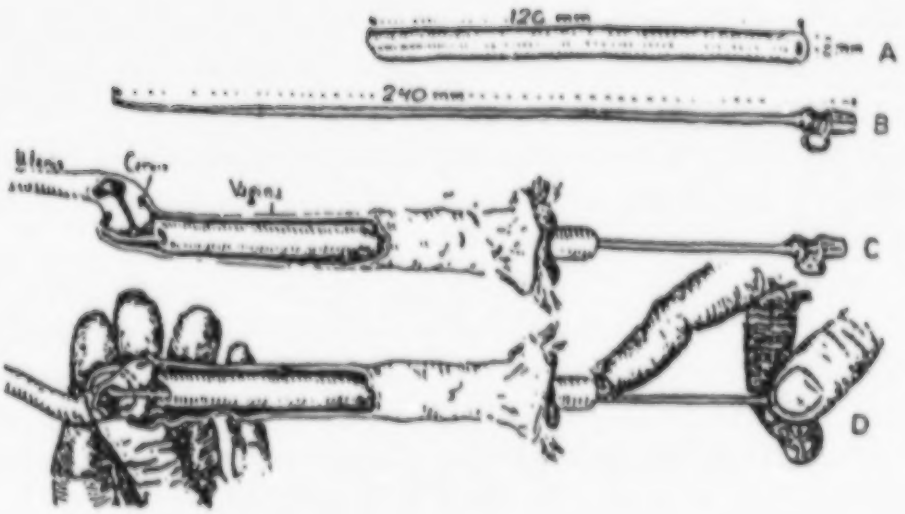
Lors de l'accouplement naturel, le mâle dépose sa semence au niveau du col de l'utérus. Une étude a démontré que seulement deux heures après l'accouplement, on pouvait retrouver de 50 à 100 millions de spermatozoïdes dans l'utérus. Avec une insémination intra-vaginale, les spermatozoïdes ne parviennent pas à franchir le col à cause probablement d'un manque de stimulation de la femelle.

Pour surmonter cette difficulté, le Dr J. Fougner a mis au point un instrument permettant de déposer la semence directement dans l'utérus, d'où l'appellation de "Méthode intra-utérine" (photo 8, figure 11). Aujourd'hui, c'est la méthode la plus répandue parce qu'elle donne un meilleur taux de gestation et plus de renardeaux par femelle inséminée.

L'appareil à inséminer comprend trois parties principales (photo 9). **L'aiguille à inséminer (cathéter)** de 24 cm de long a une extrémité légèrement recourbée qui se termine par une forme arrondie pour faciliter son introduction dans le vagin et le col, sans endommager les tissus. Le **tube de plastique ou spéculum** permet de localiser plus facilement le col de l'utérus. La **seringue** reliée à l'aiguille à inséminer (tube métallique) pousse la semence à l'intérieur de la femelle; elle contient généralement 1 mL de semence diluée et environ 1,5 mL d'air.

L'insémination doit se pratiquer dans un local convenable et dans de bonnes conditions sanitaires afin de limiter la propagation des maladies. Une température d'environ 20°C convient très bien. L'électricité, l'eau chaude et tout l'équipement nécessaire (cage de rétention, table, microscope, photomètre, aiguille, etc.) sont indispensables.

FIGURE 11 - Passage de l'aiguille à inséminer à travers le col de l'utérus (Fougner et al., 1973).



A : Tube de pastique (spéculum).

B : Aiguille métallique pour inséminer de 1,2 mm de diamètre (cathéter)

C et D : Coupe du système reproducteur femelle sur la longueur.

C : Introduire le tube de plastique et l'aiguille jusqu'au fond du vagin.

D : Prendre le col entre les doigts par l'extérieur du ventre et le maintenir pour passer rapidement l'aiguille dans l'utérus par l'ouverture du col.

La manipulation des animaux en douceur prévient les effets égatifs du stress et facilite aussi leur coopération. La famelle à inséminer est placée dans une boîte de rétention. Toutefois, certains inséminateurs expérimentés préfèrent tout simplement qu'une autre personne la maintienne inclinée la tête vers le bas.

La façon de procéder avec la méthode d'insémination intra-utérine est la suivante:

1. Enduire le spéculum ou tube en plastique avec un lubrifiant non toxique pour les spermatozoïdes.

2. Introduire le spéculum dans le vagin à un angle de 45° vers le haut pour éviter d'emprunter la voie de l'urêtre qui conduit à la vessie. Ensuite, pousser délicatement le spéculum jusqu'au cervix en le tenant parallèle à la colonne vertébrale. Si la femelle est en chaleur, le tube entre assez facilement.

3. Maintenir d'une main le spéculum au fond du vagin et saisir de l'autre le col de l'utérus entre le pouce, l'index et le majeur en palpant le ventre de la renarde. Le cervix se trouve au bout du spéculum.

4. Trouver l'ouverture du col et faire passer l'aiguille à inséminer dans l'utérus. Pour ce faire, placer l'aiguille en dessous du col et la pousser jusqu'au fond du vagin. Ensuite la ressortir un peu en exerçant une légère pression vers le haut. Lorsque vous ressentez du cartilage et une légère dépression, le bout de l'aiguille se trouve près de l'ouverture du col.

   En inclinant le col légèrement vers le haut, l'ouverture se trouve plus facilement. Pour réussir cette opération, l'inséminateur doit bien se concentrer sur la forme du col. En fait, on procède par tâtonnement mais les rugosités ressenties au bout de l'aiguille constituent un indice important pour trouver l'ouverture du col.

5. Relier l'aiguille avec la seringue, une fois le col traversé, puis déposer la semence diluée à environ 2 cm de l'autre côté du col. Un inséminateur expérimenté qui traverse rapidement le col peut relier la seringue à l'aiguille dès le début des opérations.

6. Retirer délicatement l'aiguille et le spéculum.

7. Changer de spéculum et rincer l'aiguille ainsi que la seringue à chaque insémination, afin de limiter la propagation des maladies. Remplacer l'aiguille et la seringue lors d'un changement de semence.

La difficulté majeure de cette méthode est le passage de l'aiguille dans l'ouverture du col. Des manipulations excessives causées surtout par l'inexpérience peuvent provoquer une inflammation du cervix, rendre l'animal vulnérable aux infections et abaisser le taux de conception. De plus, l'inséminateur peut perforer la paroi du vagin ou du cervix sans s'en rendre compte. La présence de sang sur l'aiguille ou un écoulement sanguin en dedans d'une heure après l'insémination est un indice de perforation. De même, si de 1 à 3 jours après l'insémination, la femelle cesse de manger, fait de la fièvre et semble en mauvaise condition, il y a lieu de suspecter un problème similaire et de consulter un médecin vétérinaire.

Pour réussir l'insémination avec cette méthode, il faut bien connaître l'anatomie du système reproducteur de la renarde et avoir une certaine habileté manuelle pour pouvoir traverser le col. Il faut donc commencer par se pratiquer sur des organes excisés ou des femelles mortes. De toute façon, seule la pratique est un gage de réussite.

3.2.6.2 Méthode Articop

En 1982, des chercheurs finlandais de l'Université de Joensuu ont commencé à mettre au point une nouvelle technique d'insémination moins difficile que la méthode norvégienne. L'idée de base de la méthode finlandaise consiste à imiter l'accouplement naturel avec un instrument appelé Articop (photo 10). Cet instrument dépose la semence à

proximité du col et stimule la femelle à l'aide d'un pénis gonflable en caoutchouc. La stimulation provoquerait des effets psychologiques et physiologiques comparables à ceux obtenus par l'accouplement naturel.

L'appareil comprend un **pénis gonflable** et une **seringue** reliée à un petit **conduit** pour déposer la semence près du cervix. Ce conduit est au centre du pénis en caoutchouc et consiste en une aiguille à inséminer avec une extrémité arrondie. La seringue ou la **poire** en caoutchouc est reliée au pénis par un tuyau muni d'une **valve** pour maintenir le gonflement. La partie gonflable s'ajuste à la dimension du vagin.

L'insémination avec la méthode Articop se pratique de la façon suivante:

1. Introduire dans le vagin le pénis non gonflé avec la valve fermée.

2. Gonfler le pénis en pressant la seringue ou la poire en caoutchouc (pompe). S'assurer que la valve ne perd pas d'air.

3. Injecter 1 mL de semence près du cervix.

4. Stimuler des mouvements péristaltiques en touchant la région du col de l'utérus et le clitoris.

5. Injecter 1 mL de diluant, 5 minutes après le dépôt de la semence. Les mouvements péristaltiques et l'augmentation de la pression causée par l'addition du diluant favorisent le passage de la semence dans l'utérus.

6. Réduire la pression d'air en ouvrant la valve et retirer l'instrument du vagin après 15 minutes de gonflement du pénis, soit le temps approximatif de l'accouplement naturel.

7. Nettoyer l'instrument Articop après chaque insémination avec de l'eau et une solution désinfectante. Rincer avec de l'eau distillée et faire passer de l'air à plusieurs reprises pour assécher les conduits.

Nettoyer et désinfecter le caoutchouc érectile sans utiliser de l'eau bouillante pour ne pas l'endommager.

3.3 Résultats de l'insémination

3.3.1 Semence fraîche

Au cours des dix dernières années, l'insémination des renards s'est répandue progressivement dans les principaux pays producteurs. On estime qu'en 1987, 320 000 renardes ont été inséminées dans le monde. Les producteurs finlandais et norvégiens sont les principaux utilisateurs de cette technique et les tableaux 11 et 12 résument les résultats qu'ils obtiennent avec de la semence fraîche.

L'insémination avec de la semence fraîche donne des résultats satisfaisants même sur une grande échelle. En Finlande, les croisements argenté x bleue et bleu x bleue ont donné en 1987 un taux de gestation supérieur à 80% avec des rendements respectifs de 4,42 et 5,67 renardeaux par femelle. Pour le croisement argenté x argentée, le taux de gestation a été de 74% avec un rendement de 2,54 renardeaux par femelle, ce qui se rapproche des résultats obtenus avec les accouplements naturels. Pour des raisons économiques évidentes, le croisement argenté x bleue a été le plus utilisé, représentant 83% des inséminations faites dans ce pays. A noter que le croisement inverse (mâle bleu x femelle argentée) n'a pas été très populaire, vu son faible rendement.

Le nombre de renardes inséminées en Norvège au cours des dernières années a été également important et a permis de recueillir des données très intéressantes. Les statistiques norvégiennes ont été compilées de façon différente des finlandaises et les résultats se comparent difficilement. Le taux moyen de gestation obtenu en Norvège pour toutes les inséminations a été de 76,4% en 1987 et de 74,8% en 1988. Comme en Finlande, le croisement bleu x bleue a donné les meilleurs résultats à cause de la prolificité naturelle de cette espèce. Les différences entre les rendements de 1987 et ceux de 1988 ne seraient attribuables à aucun événement en particulier.

TABLEAU 11 - Résultats de l'insémination en Finlande avec de la semence fraîche (1987)

Croisement (mâle x femelle)	Nombre de femelles inséminées	Taux de gestation (%)	Renardeaux/ femelle
Argenté x bleue	115 445	80,3	4,42
Bleu x bleue	6 309	80,5	5,67
Argenté x argentée	16 164	74,0	2,54
Bleu x argentée	1 398	63,0	1,58
T O T A L	139 316		

TABLEAU 12 - Résultats de l'insémination en Norvège avec de la semence fraîche

	1987	1988
Nombre de femelles inséminées	75 000	57 000
Taux de gestation (%)	76,4	74,8
Nombre de renardeaux nés/portée		
- Bleus	8,64	8,25
- Croisés	8,11	7,70
- Argentés	4,31	4,27
Nombre de renardeaux/femelle au sevrage		
- Bleus	4,61	4,63
- Croisés	4,15	3,97
- Argentés	2,44	2,47

3.3.2 Semence congelée

Présentement, l'insémination des renardes avec de la semence congelée se pratique encore sur une base expérimentale. Cependant, des expériences effectuées en Norvège au cours des dernières années ont donné des résultats très prometteurs.

Le tableau 13 montre des taux de gestation de plus de 88% chez des femelles bleues inséminées avec de la semence congelée. Pour obtenir de tels résultats, on doit sélectionner seulement la semence qui a une motilité supérieure à 50% après la décongélation.

Le processus de congélation et de décongélation réduit la motilité d'environ 20% à 30% et raccourcit la durée de vie des spermatozoïdes. Cette perte de vigueur des spermatozoïdes peut se traduire par une baisse du taux de gestation et aussi par une diminution du nombre de rejetons même avec un taux de gestation relativement élevé. Le groupe de 36 renardes inséminées en 1987 avec de la semence congelée n'a donné en moyenne que 5,91 rejetons nés avec un taux de gestation atteignant 77,8%.

TABLEAU 13 - Résultats d'une étude norvégienne où des femelles bleues ont été inséminées avec de la semence congelée ou fraîche

Année	Semence	Nombre de sperm. (10^2)	Nombre d'inséminations	Volume (mL)	Nombre de femelles	Taux de gestation (%)	Nombre de rejetons nés
1987	Fraîche	75	1	1,0	108	76,0	8,00
1988	Fraîche	75	1	0,5	111	77,5	7,27
1987	Congelée	150	2	1,0	48	70,8	6,50
1987	Congelée	75	2	0,5	36	77,8	5,91
1988	Congelée	150	2	1,0*	53	88,7	7,55
1988	Congelée	75	2	0,5*	51	88,2	7,73

* Sélection de la semence qui a une motilité supérieure à 50% après la décongélation.

Les inséminations avec de la semence fraîche en 1987 et celles avec de la semence congelée et sélectionnée après décongélation en 1988 ont donné des résultats semblables pour le nombre moyen de renardeaux nés. Cependant, il y aurait eu plus de mortalité embryonnaire ou moins d'ovules fécondés avec la semence congelée car, dans ce cas, le taux de gestation était supérieur d'environ 12%.

3.4 Avantages de l'insémination

L'insémination du renard offre plusieurs avantages:

- **Meilleure utilisation des mâles de qualité supérieure**

Le fractionnement de l'éjaculat permet d'utiliser davantage les mâles supérieurs et d'abaisser la quantité de mâles nécessaires à l'accouplement de toutes les femelles. La congélation rend possible l'utilisation simultanée d'une même semence à différents endroits sans égard à la distance. Lorsqu'une femelle refuse un mâle en particulier, on peut le collecter et procéder à l'insémination.

- **Possibilité de réduire le nombre de renardes infécondes**

L'insémination réduit l'infécondité lorsque les femelles en chaleur refusent l'accouplement, qu'elles ont des chaleurs tardives au point où les mâles ne veulent plus s'accoupler et qu'elles ne montrent aucun signe de chaleurs. Dans ce dernier cas, le détecteur de chaleurs est très utile. En présence de ces comportements anormaux où les rejetons proviennent de l'insémination, les femelles et leur progéniture devraient être écartées de la reproduction.

- **Production d'hybrides**

L'accouplement des renards de couleurs différentes présente généralement des difficultés. L'insémination offre la possibilité de produire facilement de nouvelles combinaisons de couleurs. De plus, l'accouplement naturel entre renards bleus et argentés est compliqué en raison du décalage entre leurs saisons d'accouplement. L'insémination permet de croiser ces deux espèces sur une plus grande échelle.

- **Meilleure évaluation des mâles**

  Avec l'insémination, les mâles peuvent être utilisés simultanément dans plusieurs fermes. Ils auront donc une progéniture plus nombreuse et une souche d'élevage plus étendue, ce qui permettra une évaluation plus sûre de leur capacité à transmettre les caractères désirés.

- **Importation plus facile de caractères héréditaires**

  Avec la mise au point de la technique de congélation de la semence, on importe de la semence au lieu d'animaux. De cette façon, les contraintes causées par les règlements de quarantaine sont simplifiées et les coûts de transport abaissés de façon substantielle. Le transport d'un récipient d'environ 20 kg, contenant suffisamment de semence pour inséminer quelque 200 renardes, devrait être plus simple et moins onéreux que l'importation d'animaux.

- **Entreposage à long terme de la semence des mâles supérieurs ou de celle provenant des mutants**

  La congélation de la semence permet d'avoir recours à des mâles plusieurs années après leur disparition.

- **Meilleure exploitation des mutants**

  L'insémination accélère la propagation et la sélection d'un caractère mutant désirable.

- **Contrôle des maladies**

  Normalement, l'insémination abaisse le risque des maladies contagieuses car l'achat ou l'importation de la semence réduit les échanges de mâles entre les fermes. De plus, en exigeant les certificats sanitaires appropriés lors des transactions de semence, on réduit encore davantage les dangers de contagion.

En résumé, l'insémination représente un avancement technologique important pour l'élevage du renard. De façon générale, elle augmente la rentabilité de l'élevage en favorisant de meilleurs rendements, une réduction du coût de production et une amélioration plus rapide de la qualité des peaux.

3.5 Avenir de l'insémination

Présentement, l'insémination se pratique chez le renard uniquement avec de la semence fraîche, mais les résultats d'expériences effectuées en Norvège permettent d'entrevoir l'utilisation de la semence congelée dans un avenir rapproché.

Il n'existe pas de statistiques sur le nombre de renardes inséminées au Québec ou ailleurs au Canada. Cependant, certains éleveurs inséminent déjà une partie de leur cheptel depuis plusieurs années et la technique suscite beaucoup d'intérêt.

Pour le moment, les éleveurs inséminent avec de la semence prélevée sur leur ferme, de sorte qu'il n'existe au Québec, aucune législation spécifique comme dans le cas des bovins et des porcs. Si au cours des prochaines années, l'insémination se répand davantage, que des personnes se spécialisent à inséminer des renards d'autres éleveurs et qu'il se produit des transactions de semence fraîche ou congelée, on verra probablement la mise en place d'une législation pour réglementer davantage ce secteur au Québec.

Dans l'avenir, l'insémination sera probablement plus utilisée à cause de ses nombreux avantages. Cependant, elle ne deviendra jamais la seule méthode de reproduction chez le renard. La maîtrise de la technique constitue un frein important à son expansion; par exemple, le dépôt de la semence au-delà du col exige une certaine habileté manuelle et de la pratique. De plus, la présence des mâles favoriserait le déclenchement normal des chaleurs chez la femelle. Donc, il faudra toujours garder une certaine quantité de mâles sur la ferme même si toutes les femelles sont inséminées avec de la semence congelée.

Au Québec, la dispersion des fermes représente une difficulté supplémentaire au regroupement des éleveurs à l'intérieur d'une structure qui pourrait offrir un service d'insémination. Les coûts reliés à la technique de congélation vont probablement limiter l'utilisation de la semence congelée.

Avec la mise au point de la congélation, on aura recours à trois formes de reproduction dans l'élevage du renard.

- **L'insémination avec de la semence congelée** permettra de répandre la semence des mâles supérieurs. Le coût de production de cette semence sera assez élevé (main-d'oeuvre, local, équipement, etc.) et seulement de 5% à 10% des femelles pourraient être inséminées de cette façon.

- **L'insémination avec de la semence fraîche** donne de bons résultats et sera plus accessible à l'éleveur. Elle permettra de répandre la semence des mâles de qualité supérieure provenant de la même ferme, d'un voisin ou d'une station. Cette technique de production pourrait être utilisée chez environ 10% à 20% des femelles.

- **L'accouplement naturel** demeurera le mode de reproduction le plus répandu. La technique est connue et les éleveurs peuvent la maîtriser assez facilement et obtenir de bons résultats.

Depuis quelques années, les éleveurs de renards peuvent intégrer l'insémination dans leur stratégie de reproduction. Cette technique représente un outil supplémentaire pour l'éleveur progressif qui veut améliorer sa productivité et demeurer compétitif sur les marchés internationaux. Cependant, elle exige une bonne connaissance du système reproducteur, une certaine habileté manuelle et un apprentissage sérieux.

BIBLIOGRAPHIE

AAMDAL, J., Fougner, J., Nyberg, K. 1980. Artificial insemination in foxes. Scientifur 4 (3): 37-38.

AAMDAL, J., Fougner, J., Nyberg, K. 1978. Artificial Insemination in foxes. Symp. Zool. Lond. Vo. 43: 241-248.

AAMDAL, J., Fougner, J., Nyberg, N. 1976. Artificial insemination in foxes. The First Int. Congr. in Fur Animal Production, London.

AAMDAL, J., Andersen, K., Fougner, J.A. 1972. Insemination with frozen semen in the blue fox. VII Int. Congr. Anim. Reprod. A.I. Munich 2: 1713-1716.

ARTOIS, M., Andral, L., Dubreuil, M., George, J. 1982. Contribution à l'étude de la biologie du renard roux (Vulpes vulpes). Revue Med., 133 (4): 249-262.

ARTOIS, M., Aubert, M.F.A., Gérard, Y. 1982. Reproduction du renard roux (Vulpes vulpes) en France. Rythme saisonnier et fécondité des femelles. Acta Oecologica/Oecologia Applicata, 3 (2): 205-216.

BARTA, M., Jakubecka, I. 1987. Use of some biotechnological methods in fox breeding. Scientifur, 11 (1): 47.

BAUTINA, E.P., Pomytko, V.N., Pozdnyakova, L.E. 1987. Conception rate of artificially inseminated vixens in relation to insemination dose and method. Scientifur, 11 (2): 129.

BAUTINA, E.P. 1983. The effect of artificial insemination on the reproduction of silver-black foxes. Scientifur, 7 (4): 52.

BERG, A.K. 1985. The blood-testes barrier in sterile blue fox-silver hybrids compared with that in normal foxes of both species. Scientifur, 9 (2): 127-128.

BRZOZOWSKI, M. 1987. Collection, evaluation and conservation of semen of silver fox (Vulpes vulpes L.) and an attempt to test males as sperm donors. Scientifur, 11 (3) 215-216.

BRZOZOWSKI, M., Frendt, A., Kalata, T. 1983. An attempt to evaluate a reproductive capacity of male silver fox (Vulpes vulpes L.) by its semen valuation. Scientifur, 7 (4): 28-30.

BRZOZOWSKI, M., Kaleta, T., Frendt, A. 1983. The possibility of semen collection from male silver fox (Vulpes vulpes L.). Scientifur, 7 (4): 31-33.

CHRISTIANSEN, I.J. 1988. The use of artificial photoperiods for advancing the breeding season in foxes. Proc. 4th Int. Sci. Congr. Fur Anim. prod. 43.

CHRISTIANSEN, I.J., Lohi, O., Cleemann-Mitchell, T., Clausen, T.N., Therkildsen, N. 1987. Reproduction of blue foxes (Alapex logopus) with different number of chromosomes. Scientifur, 11 (4): 322.

CHRISTIANSEN, I.J., Lohi, O., Cleemann-Mitchell, T., Clausen, T.N., Therkildsen, N. 1986. Acta Agric. Scand. 37: 335-339.

CHRISTIANSEN, I.J., Schmidt, M., Mitchell, T.C. 1985. Reproduction of foxes. VI Continued investigations of deep-freezing of semen. Arsberetning, Kgl. Vet.-og Landbohojskole, Inst. for Sterilitetsforskning, Denmark, 28: 78-83.

CHRISTIANSEN, I.J., Lohi, O. 1985. Reproduction of foxes. V Optimal time for artificial insemination. Arsberetning, Kgl. Vet.-og Landbohogskole, Inst. for Sterilitetsforskning, 28: 73-77.

CHRISTIANSEN, I.J., Cleemann, T., Schmidt, M. 1985. Investigations of fox semen. Scientifur, 9 (4): 312.

CHRISTIANSEN, I.J. 1985. L'insémination artificielle du renard. Colloque sur les animaux à fourrure du C.P.A.Q. Québec: 23-24.

CHRISTIANSEN, I.J. Cleemann, T., Schmidt, M. 1984. Reproduction in foxes. IV Extenders for dilution of semen meant for deep-freezing and the resulting motility of the spermatozoa. A preliminary report Arsberetning, KVL. Inst. for Sterilitetsforskning, Denmark, 27: 214-219.

CHRISTIANSEN, I.J., Larsen, J.L., Cleemann, T., Schmidt, M. 1984. Reproduction in foxes. III Bacterial flora of the penile surface and in semen from foxes. A preliminary report. Arsberetning, KVL. Inst. for Sterilitetsforskning, Denmark, 27: 208-213.

CHRISTIANSEN, I.J., Cleemann, T., Schmidt, M. 1984. Reproduction in foxes. II The occurrence of abnormal spermatozoa in semen. A preliminary report. Arsberetning, KVL. Inst. for Sterilitetsforskning, Denmark, 27: 202-207.

CHRISTIANSEN, I.J., Cleemann, T., Schmidt, M. 1984. Reproduction in foxes. I Collection of semen and some of the parameters in the semen: a preliminary report. Arsberetning, KVL, Inst. for Sterilitetsforskning, Denmark, 27: 195-201.

CLAUSEN, J., Christiansen, I.J. 1987. Insemination of foxes in 1986. Scientifur, 11 (3): 220.

CONNOR, M.L. 1988. Notes for fox artificial insemination course. N.S.A.C., Truro, N.S. 20 p.

ELVINGSSON, P. 1988. Reproduction and oestrus in farmed foxes. Scientifur, 12 (3): 206.

FALKENBERG, H.J.K. and al., 1988. A comparative study of different methods to evaluate heat in blue fox. Scientifur, 12 (4): 275-280.

FINLEY, G. 1979. Basic Facts on reproduction of foxes in North America. Fur Rancher, 59 (10): 10.

FORSBERG, M. 1988. Insemination of foxes in 1986-87. Scientifur, 12 (1): 48.

FORSBERG, M. 1986. Insemination of foxes 1985. Scientifur, 10 (2): 123.

FOUGNER, J.A. , Nilsson, S. 1987. Spermacue-One system for counting the total number of sperm. A technical instruction book for the spermacue.

FOUGNER, J.A., Forsberg, M. 1986. Fresh semen in artificial insemination of foxes. Scientifur, 10 (4) 289-290.

FOUGNER, J.A., Haugen, A., Nes, N. 1985. Does the chromosome number (Karyotype) of blue foxes have any importance for litter size in crossings with silver foxes? Scientifur, 9 (3): 201.

FOUGNER, J.A. 1984. AI in foxes - Results from 4 years of field trials in Norway using fresh semen. Proc. 10th Int. Anim. Reprod. Artific. Insem. Illinois, 364.

FOUGNER, J.A. 1984. Artificial insemination of foxes (Vulpes vulpes and Alopex lagopus) 4 years of practical use in Norway. - 3rd. Intr. Congr. in Fur Animal Production. Versailles, 24.

FOUGNER, J.A. 1984. Heat Detection in foxes and optimal time for mating and AI: presentation of a "Rut gauge" with desinfection system. 3rd Int. Congr. in Fur Animal Production. Versailles, No 40.

FOUGNER, J.A. 1984. Insemination of foxes in 1983. Scientifur, 8 (4): 319-320.

FOUGNER, J.A. 1983. Sili 3 Heat detector for fox. Brochure and instruction for use and evaluation of heat. 8 p.

FOUGNER, J.A. 1981. Insémination des renards (conférence de Farsund sur les animaux à fourrure). Journal norvégien des animaux à fourrure, 55 (12): 492-496 (traduction).

FOUGNER, J.A. 1981. La ferme de Jahren: une banque de sperme pour renards? Journal norvégien des animaux à fourrure, 55 (6): 259-263 (traduction).

FOUGNER, J.A. 1981. Insémination artificielle des renards. Journal norvégien des animaux à fourrure, 55 (1): 8-10 (traduction).

FOUGNER, J.A., Aamdal, J., Andersen, K. 1973. Intrauterine insemination with frozen semen in the blue fox. Nord. Vet.-Med., 25: 144-149.

FOUGNER, J.A., Cassou, B. Foca the new disposable equipment for AI in fox. Norvegian Fur Breeders Ass. Oslo, Norway. Information technique sur l'instrument FOCA. 4 p.

FOUGNER, J.A., Odberg, E. Sperm-Lab.-Portable semen control unit. Norvegian Fur Breeders Ass., Oslo, Norway. Information technique sur l'instrument, 2 p.

FRENDT, A., Brzozowski, M., Kaleta, T. 1984. Preservation of silver fox semen. 3rd Int. Congr. in Fur Animal Production, Versailles, No 25.

FRENDT, A. 1980. Evaluation of reproductive performance of males of silver foxes (Vulpes vulpes L.). 2nd Int. Congr. in Fur Animal Production, Denmark, No 8.

GUIDE DU RENARD du Conseil des productions animales du Québec 1984. Agdex 475, 40 p.

HARRIS, S. 1979. Age-related fertility and productivity in red foxes. Vulpes vulpes in suburban London. Scientifur, 3 (2): 18.

HERNESNIEMI, V., Lumme, J., Nerilainen, J., Pasanen, S. 1984. Collection of semen for insemination of foxes. Scientifur, 8 (4): 319.

HJORTH, P. 1985. The world's first fox AI station. Scientifur, 9 (4): 311.

HOFMO, P.O., Fougner, J.A. 1988. A field trial with intrauterine insemination using frozen silverfox semen and a preliminary trial with sperm number and insemination volume.

HOFMO, P.O. 1986. Freezing of fox semen-Preliminary results. Scientifur, 10 (1): 84.

JALKANEN, L., Valtonen, M. and Lukola, A. 1988. Electrical resistance and cytology of the vaginal tract in relation to ovarian hormone levels in the silver fox during estrus. Proc. 4th Int. Sci. Congr. Fur Anim. prod. 5.

JALKANEN, L., Joutsenlahti, U., Valtonen, M., Holmstrom, B.G. 1988. Use of AI in fox breeding Proc. 4th Int. Sci. Congr. Fur Anim. prod. 4: 138.

JALKANEN, L., Joutsenlahti, 1988. Present and futur use of artificial insemination in fox breeding in Finland. Proc. 4th Int. Sci. Congr. Fur Anim. prod. 64.

JALKANEN, L., Kayhko, H. 1987. Fox AI stations in 1986 Inspections and Surveillance. Scientifur, 11 (3) 222.

JAROSZ, S., Dukelow, W.R. Vaginal cytology and histological picture of the ovaries during hormonal induction of ovulation in polar foxes. 2nd Int. Congr. in Fur Animal Production, Denmark, No 12.

JOFFRE, M. 1978. Relationship between testicular blood flow: testosterone secretion and spermatogenic activity in young and adult wild red foxes (Vulpes vulpes). Scientifur, 2 (1): 25-26.

JOFFRE, M. 1978. Blood circulation in the testis of the adult red fox (Vulpes vulpes): Involvement of the testicular capsule and septa in the seasonal changes of testicular vasculature and capillary blood flow. Scientifur, 2 (1): 23-25.

JOFFRE, M. 1978. The testicular capsule of the wild red fox (Vulpes vulpes): Relationship with testicular activity during the prepuberal period and the seasonal cycle. Scientifur, 2 (1): 21-22.

JOFFRE, M., Kormano, M. 1978. An angiographic study of the fox testes in various stages of sexual activity. Scientifur, 2 (1): 20.

KRASS, P.M., Logvinenko, N.S., Ivanova, L.N. 1978. Dynamics of the level of sex hormones and progesterone in peripheral blood and then production by gonads and suprarenals in postnatal ontogenesis of silver-black foxes. The soviet journal of developmental biology, V. 9 (6): 502-508.

KUKLA, F. 1987. The influence of climate conditions on the mating time in blue foxes. Scientifur, 11 (1): 51.

KUZNETSOV, G.A., Kazakova, G.P. 1983. Obtaining two litters in a year from veiled arctic foxes. Scientifur, 7 (4): 52-53.

LITTIG, T. 1988. The articop method in the insemination of foxes. Fur Ranchers, octobre: 29-30.

LOGVINENKO, N.S., Krass, P.M., Trut, L.N., Ivanova, L.N., Belyaev, D.K. 1982. Effect of light regimes on ontogenesis of andocrine function of gonads and adrenals in female Silver foxes (Vulpes vulpes) of two genetically determined behavioral types. Scientifur, 6 (1): 25-26.

LOHI, O. 1985. AI results in 1984. Scientifur, 9 (4): 311.

LOHI, O., Konnerup-Madsen, H. 1985. Lighting experiments with blue foxes in 1983 and 1984. Scientifur, 9 (4): 312-313.

LOHI, O. 1984. Effect of litter size on gestation length in blue foxes. Scientifur, 8 (4): 316.

MAKINEN, A., Lohi, O. 1987. The litter size in chromosomally polymorphic blue foxes. Scientifur, 11 (4): 322.

MAUREL, D., Lacroix, A., Boissin, J. 1985. Seasonal reproductive endocrine profiles in two wild mammals: The red fox (Vulpes vulpes L.) and the european badger (Meles meles L.) considered as short-day mammals. Scientifur, 9 (3): 212.

MAUREL, D., Lacroix, A., Boissin, J. 1984. Seasonal reproductive endocrine profiles in two wild mammals: The red fox (Vulpes vulpes L.) and the european badger (Meles meles L.) considered as short-day mammals. Acta Endocronologica, 1984, 105 (1): 130-138.

MERILAINEN, J. and Pasanen, S. 1984. The Articop-instrument as a means of ameliorating semen transportation in the artificial insemination of the fox. 3 rd Int. Congr. in Fur Animal Production, Versailles, No 42.

MITCHELL, T.C., Christiansen, I.J. 1985. Reproduction in foxes. VII Effect of temperature on semen diluted with TRIS extender. Arsberegning Kgl. Vet.-og Landbohoyskole, Inst. for Sterilitetsforskning, Denmark, 28: 84-85.

MOLLER, O.M., Mondain-Monval, M., Smith, A., Metzger, E., Scholler, R. 1984. Temporal relationships between hormonal concentrations and the electrical resistance of the vaginal tract of blue foxes (Alopex lagopus) at pro-oestrus and oestrus. Scientifur, 8 (4): 315.

MOLLER, O. and al. 1980. Measurement of electrical resistance of the vaginal smear/mucus membrane in the blue fox (Alopex lagopus) and the silver fox (Vulpes argenteus) as an aid for heat detection. 2nd Int. Congr. in Fur Animal Production, Denmark, No 11.

MONDAIN-MONVAL, M. et al. 1985. Seasonal variation of plasma prolactin and LH concentrations in the female blue fox (Alopex lagopus). J. Repro. Fert. 74: 439-448.

MONDAIN-MONVAL, M., Moller, O., Smith, A., Scholler, R. 1984. Variations saisonnières des concentrations plasmatiques de la LH et de la prolactine au cours du cycle annuel de reproduction de la femelle du renard bleu (Alopex lagopus). Pathologie Biologie 1984, 32 (8): 872-874.

MONDAIN-MONVAL, M., Moller, O., Smith, A. and Scholler, R. 1984. The role of LH and prolactin during the oestrous cycle of the blue fox and the silver fox. Proc. 3rd Int. Sci. Congr. Fur Anim. Prod., Versailles, No 30.

MONDAIN-MONVAL, M., Moller, O., Smith, A., Scholler, R. 1984. Hormonal concentrations in the blue fox (Alopex lagopus) during pregnancy and parturition. 3rd Int. Congr. in Fur Animal Production, Versailles, No 29.

MONDAIN-MONVAL, M., Bonnin, M., Canivenc, R., Scholler, R. 1980. Activité ovarienne pendant la période de reproduction et pendant l'anoestrus chez le renard (Vulpes vulpes L.). Pathologie Biologie 28 (6): 379-380.

MONDAIN-MONVAL, M., Bonnin, M. Canivenc, R., Scholler, R. 1980. Pattern of steroid secretion in the red fox (Vulpes vulpes L.). Scientifur, 4 (1): 30.

PAMFILIE, I., Negrea, A., Cocos, L. 1982. Comparative study of ovarian morphology in the silver fox (Vulpes argentata) and mink (Mustela vison) during anoestrus. Scientifur, 6 (2) 25.

PARKANYI, V., Jakubicka, I., Rafary, J. 1987. The influence of chromosomal polymorphism on fertility in fox. Scientifur, 11 (1): 51.

PASANEN, S. 1987. Articop method for artificial insemination of foxes. Scientifur, 11 (1): 40-43.

PASANEN, S., Lumme, J., Merilainen, J. 1984. The timing of artificial insemination for the arctic fox, Alopex lagopus L. Scientifur, 8 (4): 43-48.

PASANEN, S., Lumme, J., Merilainen, J. 1984. A new device (Articop-instrument) for the artificial insemination of the fox. Scientifur, 8 (1): 49-55.

PASANEN, S., Merilainen, J. 1984. On the strategy of the use of male foxes in artificial insemination. 3rd Int. Sci. Congr. Fur Animal Prod. Versailles, No 43.

PASANEN, S., Merilainen, J. 1984. Female psychology as an improver of the artificial insemination of the fox. 10th Intern. Congr. on Animal Reproduction and artificial insemination. Un. of Illinois, Illinois, USA, volume 3: 378-380.

PREOBRAZHENSKU, O.N. 1988. The duration of sexual reflexes in male foxes. Scientifur, 12 (3): 207.

SCHMIDT, M., Christiansen, I.J. 1988. Freezing of fox semen. Relationship between freezing curve dimension of freezing box, quantity of fluid nitrogen and distance between semen straws and nitrogen. Scientifur, 12 (2): 131.

SCHMIDT, M., Mitchell, T.C., Christiansen, I.J. 1985. Reproduction in foxes. VIII Extenders for fresh fox semen. Arsberetning, Kgl. Vet.-og Landbohojskole, Inst. for Sterilitetsforskning, Denmark, 28: 86-90.

SKRIVAN, M., Stole, L., Louda, F. 1980. A study of reproduction factors in blue foxes. Scientifur, 4 (3): 25-30.

SMITH, A.J. 1988. Studies of the seasonal changes in testicular activity in the blue fox (Alopex lagopus) (thesis). Scientifur, 12 (2): 128-130.

SMITH, A.J., Mondain-Monval, M., Andersen Berg, K., Simon, P., Forsberg, M., Clausen, O.P.F., Hansen, T., Moller, O.M., Scholler, R. 1987. Effects of melatonin implantation on spermatogenis, the moulting cycle and plasma concentrations of melatonin, LH, prolactin and testosterone in the male blue fox (Alopex lagopus). Scientifur, 11 (4): 322-323.

SMITH, A.J., Mondain-Monval, M., Clausen, O.P.F., Moller, O., Aakvaag, A., Hansson, V. 1984. Seasonal variations in reproductive function in the male blue fox. 3rd Int. Congr. in Fur Animal Production, Versailles, No 34.

STOLC, L., Vachatova, H., Fantova, M., Smehyl, J. 1988. Fertility in silver fox females by age and number of matings. Scientifur, 12 (2): 131.

STOLC, L., Vachatova, H., Fantova, M., Smehyl, J. 1986. Fertility in silver fox females of different age and the effect of number of matings. Scientifur, 10 (2): 119.

SYLVESTRE, M., Tufts, P., O'Brien, T., Fuller, M., O'Eon, L. 1988. Some effects of altered light regimes on the production of ranch silver type foxes. Proc. 4th Int. Sci. Congr. Fur Animal Production 18.

TANG, L. 1984. Insémination artificielle du renard. Association des éleveurs d'animaux à fourrure de Finlande. Vantaa-Vanda, 77 p. (traduction).

TANG, L., Valtonen, M. 1984. Sodium citrate as fox semen extender at various temperatures. Proc. 3rd Int. Sci. Congr. Fur Animal Production, Versailles, No 45.

THERKILDSEN, N., Andersen, N.R. 1987. Insemination of foxes in Denmark. Scientifur, 11 (2): 131.

TRUT, L.N., Golubitsa, A.N. 1981. Transplantation of Blastocysts of the silver-black fox. Scientifur, 5 (3): 25-26.

URLING, H.A.P. et al. 1987. Plasma-progesterone-assay, a practical method to ovulation detection in blue fox (Alopex lagopus). Scientifur, 311 (1).

VAN BEEK, P.N.G.M., Urlings, H.A.P., Vrensen, J.C.S.M. 1988. Evaluation of a progesterone-assay (Elisa-Method) for ovulation detection in foxes. Proc. 4th Int. Sci. Congr. Fur Animal Production 56.

VALTONEN, M., Kayhko, H. 1987. Quality of fox semen and its effect on breeding results. Scientifur, 11 (2): 129.

VALTONEN, M., Weijola, T. 1987. Insemination results in 1986. Scientifur, 11 (3): 221.

VALTONEN, M., Lindh, K. 1987. Results of inseminations in 1985. Scientifur, 11 (1): 55.

VALTONEN, M., Katajamaki, U. 1985. Insemination of foxes. Breeding combinations and reproductive performance in 1984. Scientifur, 9 (4): 311-312.

VALTONEN, M. 1984. Sperm-agglutinating antibodies in female foxes. Scientifur, 8 (3): 260.

VALTONEN, M. 1984. Results of inseminating foxes in 1983. Scientifur, 8 (4): 320.

YURISOVA, M.N., Kolesnikova, L.A., Ivanov, L.N. 1988. Morphofunctional state of hypothalamic and epiphyseal structures in relatively wild and domesticated silver foxes during estrus. Journal of evolutionary Biochemistry and Physiology, 23 (3): 264-269.

ZALEWSKI, V.W., Berg, K.A. 1983. Acrosomal damage caused by processing of frozen semen from the silver fox (Vulpes argenteus) and the blue fox (Alopex lagopus). Zuchthygiene, 18 (1): 22-25.

PHOTO 1 - Système reproducteur de la femelle.

1. Ovaire
2. Corne utérine
3. Corps de l'utérus
4. Col de l'utérus
5. Vagin
6. Vulve

PHOTO 2 - Système reproducteur du mâle.

1. Testicule
2. Épididyme
3. Pénis
4. Os du pénis
5. Vessie
6. Prostate
7. Bulbus glandis

PHOTO 3 - Collecte de la semence par manipulation digitale.

PHOTO 4 - Tube utilisé pour la collecte.

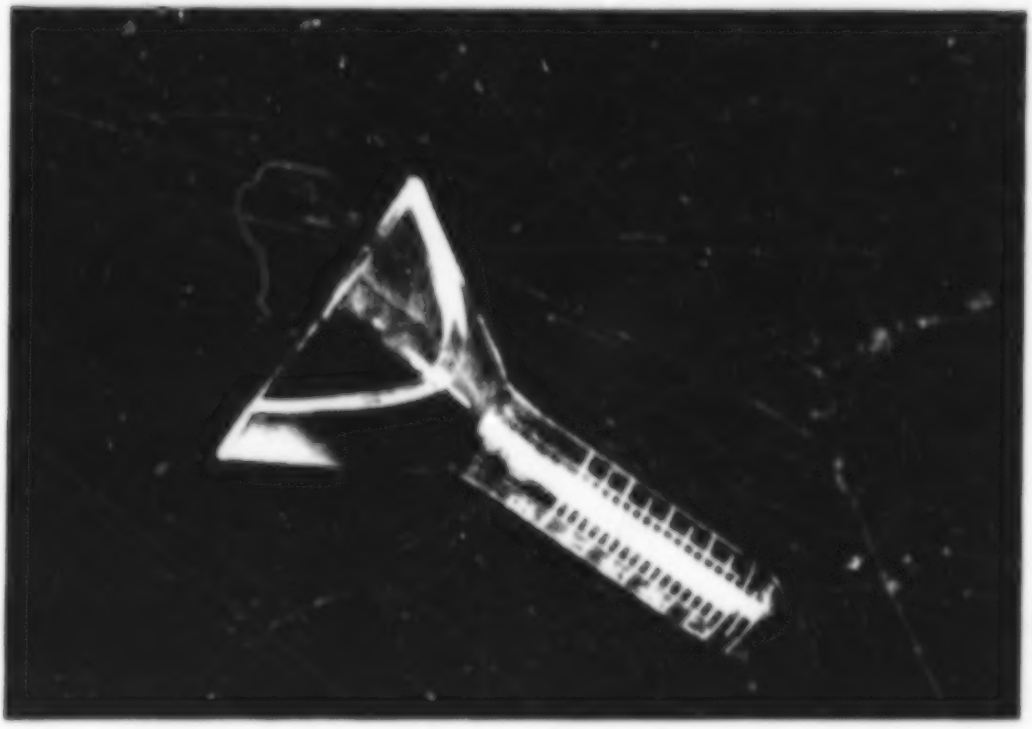


PHOTO 5 - Photomètre.

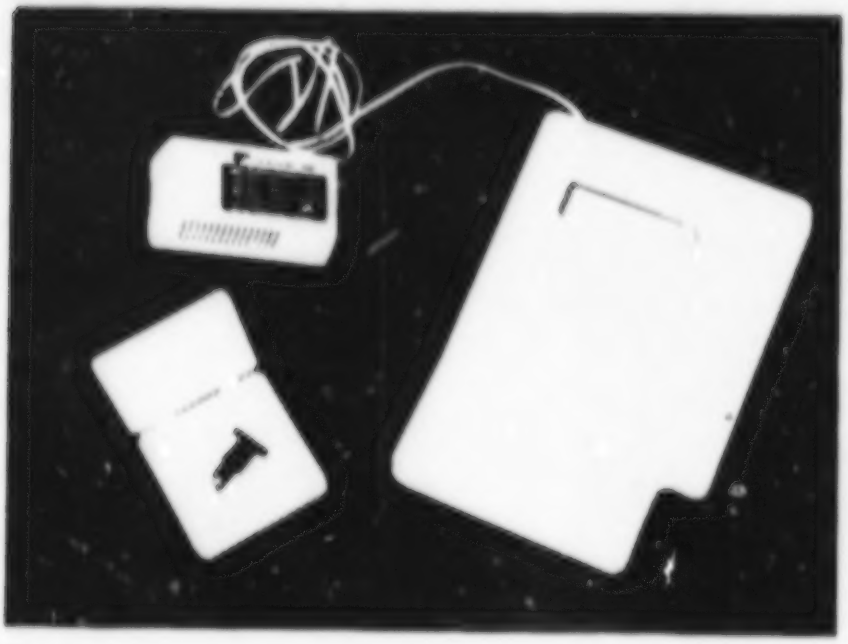


PHOTO 7 - Détecteur de chaleurs.

PHOTO 6 - Modification de la vulve durant les chaleurs.

Stade 1

Stade 2

Stade 3

Stade 4

PHOTO 8 - Méthode intra-utérine.

PHOTO 9 - Instrument pour inséminer avec la méthode intra-utérine.

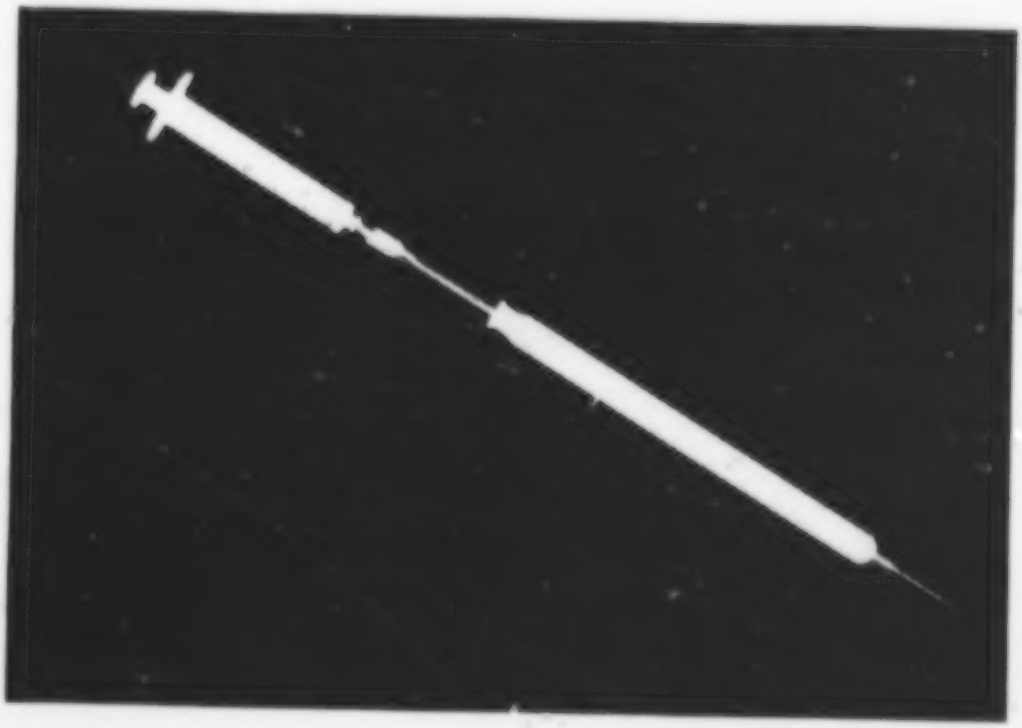
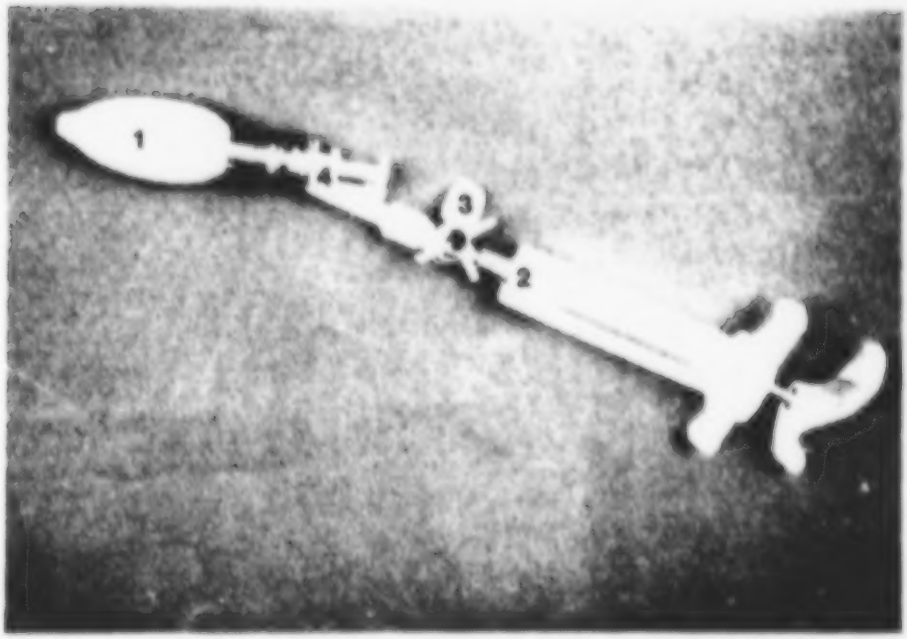
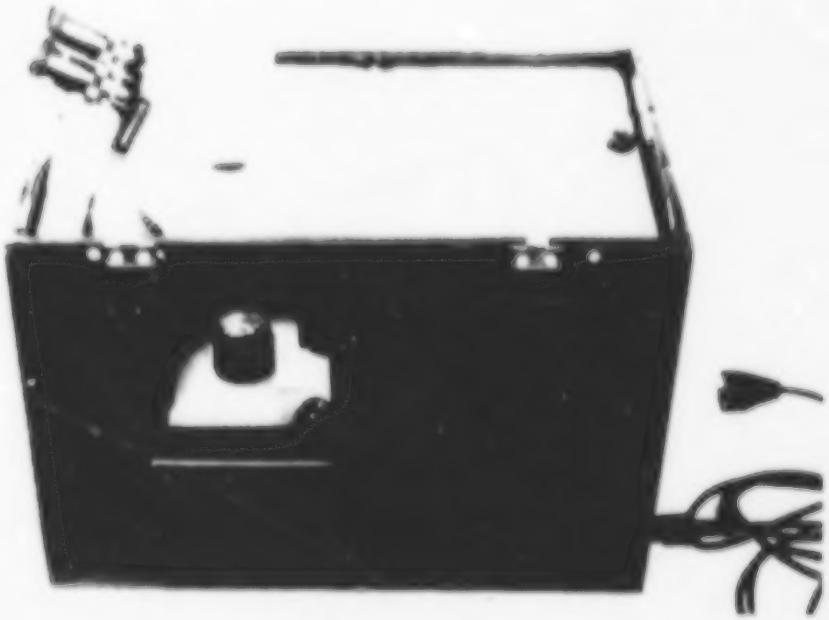


PHOTO 10 - Instrument Articop.



1. Pênis gonflable
2. Seringue contenant la semence
3. Valve
4. Seringue pour gonfler le pênis

PHOTO 11 - Laboratoire portatif pour l'insémination des renards.



Gouvernement du Québec
Ministère de l'Agriculture,
des Pêcheries et de l'Alimentation

90-0033